ACTA BOTANICA

ACADEMIAE SCIENTIARUM HUNGARICAE

ADIUVANTIBUS

B. GYŐRFFY, S. JÁVORKA, J. MÁTHÉ, G. UBRIZSY, B. ZÓLYOMI

REDIGIT

R. SOÓ

TOMUS III FASCICULI 1—2

1957

ACTA BOTANICA

A MAGYAR TUDOMÁNYOS AKADÉMIA BOTANIKAI KÖZLEMÉNYEI

SZERKESZTŐSÉG ÉS KIADÓHIVATAL: BUDAPEST, V., ALKOTMÁNY UTCA 21.

Az *Acta Botanica* német, angol, francia és orosz nyelven közöl értekezéseket a botanika tárgyköréből.

Az *Acta Botanica* változó terjedelmű füzetekben jelenik meg, több füzet alkot évenként egy kötetet.

A közlésre szánt kéziratok a következő címre küldendők:

Acta Botanica, Budapest 62, Postafiók 440.

Ugyanerre a címre küldendő minden szerkesztőségi és kiadóhivatali levelezés.

Az *Acta Botanica* előfizetési ára kötetenként belföldre 80 forint, külföldre 110 forint. Megrendelhető a belföld számára az „Akadémiai Kiadó"-nál (Budapest, V., Alkotmány utca 21. Bankszámla 05-915-111-44), a külföld számára pedig a „Kultúra" Könyv- és Hírlap Külkereskedelmi Vállalatnál (Budapest, VI., Magyar Ifjúság útja 21. Bankszámla 43-790-057-181), vagy külföldi képviseleteinél, bizományosainál.

Die *Acta Botanica* veröffentlichen Abhandlungen aus dem Bereiche der botanischen Wissenschaften in deutscher, englischer, französischer und russischer Sprache.

Die *Acta Botanica* erscheinen in Heften wechselnden Umfanges. Mehrere Hefte bilden einen Band.

Die zur Veröffentlichung bestimmten Manuskripte sind an folgende Adresse zu senden:

Acta Botanica, Budapest 62, Postafiók 440.

An die gleiche Anschrift ist auch jede für die Redaktion und den Verlag bestimmte Korrespondenz zu richten.

Abonnementspreis pro Band: 110 Forint. Bestellbar bei dem Buch- und Zeitungs-Aussenhandels-Unternehmen »*Kultura*« (Budapest, VI., Magyar Ifjúság útja 21. Bankkonto Nr. 43-790-057-181) oder bei seinen Auslandsvertretungen und Kommissionären.

ACTA BOTANICA

ACADEMIAE SCIENTIARUM HUNGARICAE

ADIUVANTIBUS

V. FRENYÓ, S. JÁVORKA, J. MÁTHÉ, G. UBRIZSY, B. ZÓLYOMI

REDIGIT

R. SOÓ

TOMUS III

1957

ERRATUM

Infolge eines technischen Fehlers besteht eine Lücke in der Paginierung zwischen den Heften 1—2 bzw. 3—4 des vorangehenden Bandes III. Wir bitten diesen bedauerlichen Fehler zu entschuldigen.

Die Redaktion

Owing to a technical error in Vol. III there is a lack of continuity in the pagination between issues 1—2 and 3—4, for which we apologize.

The Editors

A la suite d'une erreur technique regrettable, il y a une discontinuité de pagination entre les fascicules No 1—2 et 3—4, erreur pour laquelle nous nous permettons de présenter nos excuses.

La Rédaction

Вследствие технической ошибки имеется пробел в пагинации тома III между выпусками № 1–2 и 3–4, за что мы извиняемся.

Редколлегия

N AND P NUTRITION AND THE PHYSIOLOGICAL AGE OF LEMNA MINOR L.

By

MRS. E. BÖSZÖRMÉNYI and Z. BÖSZÖRMÉNYI

INSTITUTE OF PLANT PHYSIOLOGY, THE EÖTVÖS LORÁND UNIVERSITY, BUDAPEST

(Received January 1, 1956)

In the last two years one of the authors in dissertation dealt with certain features of the mineral nutrition of Lemna minor, with the rate of its growth and its development. In this paper the details connected with the problem of the physiological age are reported.

It was the work of ASHBY and his collaborators lasting over two decades (from 1928 on) that aroused interest for the vegetative multiplication of the *Lemnaceae*. They have ascertained not only that the multiplication of a frond is not unlimited, but that it dies after having produced a certain number of daughter fronds. The length of age of Lemna fronds is determined by species characteristics and environmental factors. The successive daughter fronds, however, are not identical. The most conspicuous difference between them is the progressive diminution in their size, in their area surface. The smaller fronds, which have been produced later, are also more short-lived and produce fewer fronds per plant. Thus during their production the mother frond had undergone development i. e. ageing, its physiological age had altered. The sizes of the daughter fronds produced by the last one which is smaller than average, again increases, hence ageing is followed by a cyclic rejuvenation, according to Krenke's theory of cyclic development.

Out of environmental factors the effect of temperature and light intensity on the vegetative multiplication of *Lemna minor* has already been examined some time back. The rise in temperature has reduced the length of life, while the effect of lighting was — within certain limits — nearly nil. Nor did the length of day affect the length of life.

ASHBY and his collaborators came to the conclusion that during the production of daughter fronds some factor in the mother frond becomes exhausted, thereby causing the death of the frond. They have suggested that this factor is some special metabolic product and have attempted to identify it by adding different substances to the culture solution. They tried in vain to examine the effect of adenine, auxins and antiauxins. These factors did not affect ageing.

At the beginning of 1954, when analysing the above researches, we came

to the conclusion that the action of less special nutrition factors should be examined. In our preliminary experiments we have definitely observed that N and P deficiency reduces the length of life, hence, according to the terminology it increases the rate of ageing [6]. Our observations gained in interest by the fact that ASHBY and his collaborators had started similar experiments, and at the beginning of the year, published their data concerning the effect of the nitrogen supply [12]. According to their data the length of life was greatest in the case of full N deficiency, it is minimal in about 0,25 mg/l and it somewhat increases up to 2 mg/l, the highest N concentration examined. Since their conclusions were completely inconsistent with our earlier observations, in the summer of this year we carefully repeated our experiments.

Experimental methods and materials

Five kinds of culture solutions were used, out of which three corresponded with the deficient culture solution series of Hoagland [8] : full, nitrogen-deficient, and phosphorus-deficient solutions. The divergence consisted only in the fact that instead of ferritartrate we added 5 ppm iron as ferricitrate, as generally in all used culture solutions. An intermediate N and P level was

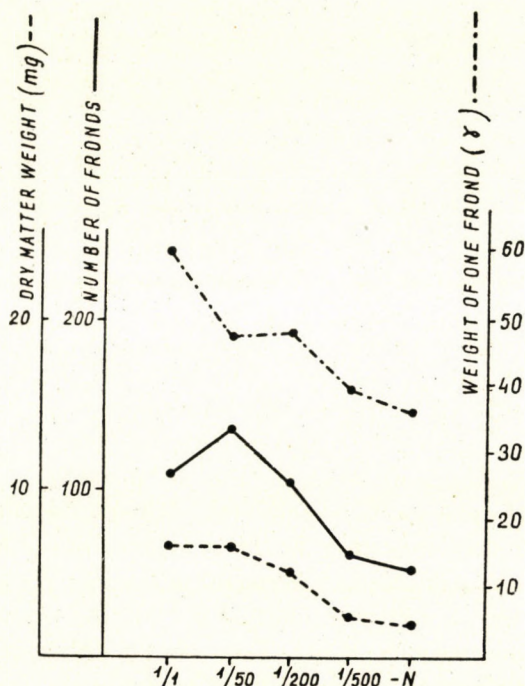



Fig. 1. Effect of the N supply on the multiplication and growth of *Lemna minor*

chosen between the N and P deficient and full culture solutions. Our previous N and P concentration series served as basis for chosing the intermediate values.

The result obtained in the preliminary experiments was, that the nitrogen content of the Hoagland culture solution can be reduced to the fiftieth part without reducing the increase of the dry matter content (Fig. 1). In fact the rate of multiplication is, even at this value, higher than the value

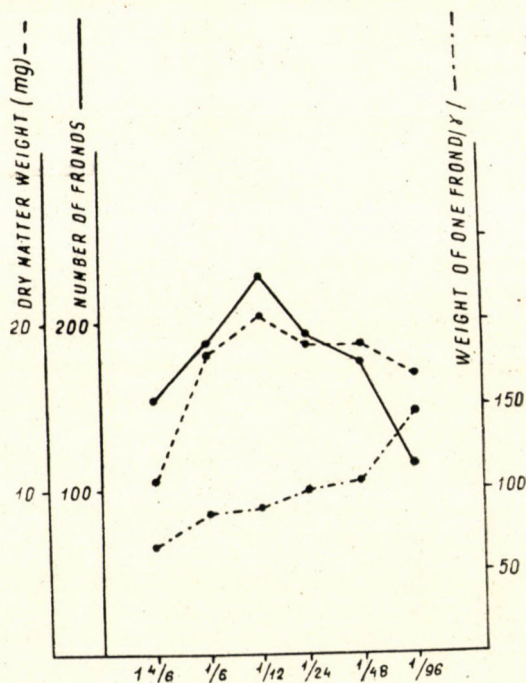



Fig. 2. Effect of the P supply on the multiplication and growth of *Lemna minor*

obtained in the full culture solution. (The data are the mean of five repeats. Each repeat started with 20 fronds. The experiment was carried on over three weeks, the solution was exchanged twice weekly.)

In our P-concentration series the rate of multiplication increased up to the 1/12th part of the phosphate content of the full culture solution, subsequently, below this value, it decreased (Fig. 2). These relatively optimum N respectively P concentrations were chosen as intermediate levels. We prepared the 1/50th N solution from the N-deficient solution by adding ammonium nitrate and the 1/12 P solution with NaH_2PO_4 from the P-deficient. The composition of our culture solutions is represented in Table I.

Table I

Composition of the culture solutions used
(data in mg/l)

	1. —N	2. 1/50 N	3. Full	4. —P	5. 1/12 P
NH_4NO_3	—	12	—	—	—
$Ca(NO_3)_2$	—	—	820	1230	1230
KNO_3	—	—	506	—	—
KH_2PO_4	—	—	136	—	—
$Ca(H_2PO_4)_2$	117	117	—	—	—
NaH_2PO_4	—	—	—	—	10
K_2SO_4	870	870	—	870	870
$CaSO_4 \cdot H_2O$	344	344	—	—	—
$MgSO_4 \cdot 7\,H_2O$	60	60	120	240	240
Fe (as citrate)	5	5	5	5	5

Our experimental *Lemna* material was obtained from the strain cultures maintained over two years in the Institute of Plant Physiology. The culture was grown in a tenfold diluted Knop solution, the culture solution was exchanged weekly. In a preliminary experiment, according to the procedure elaborated by ASHBY, we have grown from this material three generations which started each with the first daughter from the previous generation. This procedure was necessary for eliminating the variations ensuing from the phenomenon of cyclic rejuvenation. This material was grown likewise in a 1/10 diluted Knop solution, but in flat glass dishes each frond kept apart from other in PVC rings. From this material was selected the experimental matter proper.

Each variant of the experiment consisted of fifteen plants which were also grown in glass dishes isolated from each other in numbered PVC rings. (We have convinced ourselves that the PVC, although it contains a fairly considerable amount of phosphorus, does not hand down either nitrogen or phosphorus into the solution.) Isolation was carried out at the time when the first „third generation" daughter frond had just appeared on the edge of the mother frond. From then on we recorded the formation of the new daughter fronds daily, and we isolated them at the time when their growth ceased (setting-in of the vegetative multiplication). As a matter of course we also recorded the occasional death of the mother fronds. The material obtained from the cultures was fixed in accordance with the usual method employed in *Lemna* experiments, in acetic acid-alcohol-formalin until the termination of the experiment, when their longitudinal dimensions were measured by means of the microscope.

The experiment was set up in the glass house of the Institute of Plant Physiology. It was kept under full sunlight, but on warmer days they were shaded in order to avoid warming up. No possibilities for a more exact regulation of temperature and lighting conditions were available.

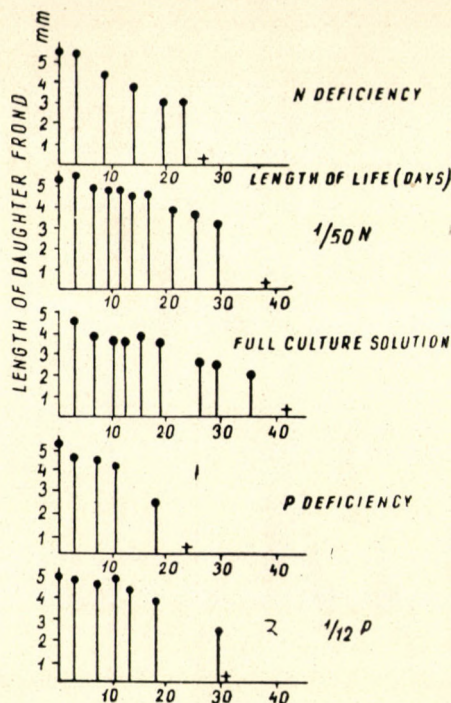



Fig. 3. Effect of the N and P supply on the length of life and on the sizes of the daughter fronds

Discussion of experimental results

In our N series the length of life was characteristically and, to a considerable extent, reduced in the N-deficient solution. In the culture solution containing 1/50 mg/l nitrogen the length of life is almost identical with the length of life in the full nitrogen culture solution (Fig. 3). There is only a slight difference in favour of the full culture solutions. The difference was also slight in the number of fronds produced in both culture solution. The two culture solutions, however, differed considerably with respect to their effect on the size of the fronds and on their root length. In the culture solution containing full nitrogen the fronds were small, their roots were short and they showed a characteristic epinasty.

In the P series already a 1/12 concentration reduced the length of life, while full P deficiency reduced it to an even greater extent. This tallied with

our earlier observations, according to which a slighter decrease of the P content of the culture solution affects the multiplication of *Lemna minor* more sensibly than a similar decrease of the nitrogen content. Hence in our experiments N and P deficiency alike reduced the length of life of the fronds and increased the rate of ageing.

Concerning the effect of N deficiency WANGERMANN and LACEY obtained the opposite. What may be the cause of the divergent results of the two experiments?

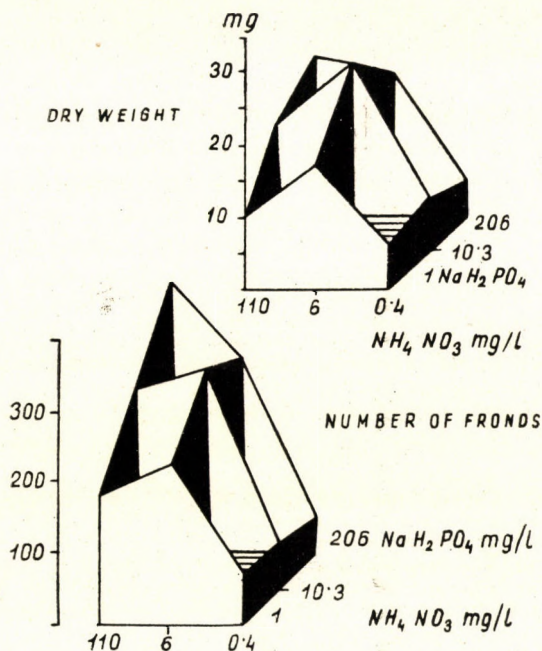



Fig. 4. Effect of the N and P ratio on the multiplication of *Lemna minor*

In this connection we may refer to our observation according to which the rate of multiplication of *Lemna minor* does not depend on the absolute concentration of the nitrogen and phosphate alone, but also on its proportion. In an earlier experiments, starting from an N-deficient Hoagland solution we gave 1/5, 1/100 and 1/1500 part of the nitrogen content of the full solution by adding ammonium nitrate. In this same solution we exchanged the KH_2PO_4 for NaH_2PO_4 and to K_2SO_4. We have employed three phosphate levels, the full level of which was 206 mg/l and its twentieth and two hundredth part. Nine combinations were prepared from the three nitrogen and three phosphorus levels. (The technique of the experiment was identical with the N and P series mentioned in the methods.) As we expected, the most favourable was the

highest P level on the highest N level and on the mean N level, the mean P level and finally on the lowest N level the lowest P level (Fig. 4). On the basis of these experiments it would appear conceivable that the correlations between N concentration and length of life, respectively, between P concentration and length of life might be more or less affected by the quantity or proportion of other ions also. We think it possible that the peculiar results of WANGERMANN and LACEY were occasioned by some similar feature of the composition of their culture solutions, but it would appear still more probable that they failed to bring about a sufficiently high nitrogen deficiency.

On the basis of our experiments we have set up the following working hypothesis as to the ageing of *Lemna minor :* the synthetizing power of the mother frond in the N or P metabolism decreases in the course of its life. The decrease of the synthetizing power results in the daughter fronds starting their development with diminishing fundamentals (size of the meristematic primordium etc.) or reverses. In our opinion the ageing of *Lemna minor*, from this aspect, is similar to that of other plants, in which ageing, reflected in the properties of the leaf has already since GÖBEL's time been traced back to the changes in the nutrition conditions of the meristem. This view has recently been experimentally confirmed by several authors.

In conclusion we wish to express our gratitude to MRS. EMŐD MIGRAY for her invaluable assistance in our lengthy experiments.

LITERATURE

1. ALSOPP, A.: (1955). Experimental and analytical studies of Pteridophytes XXVII. Investigations of *Marsilea*. 5. Cultural conditions and morphogenesis with special reference to the origin of land and water forms. Annals of Bot. N. S. **19.** p. 248—264.
2. ASHBY, E.: (1929). The interaction of factors in the growth of *Lemna*. III. The interrelationship of intensity and duration of light. Annals of Bot. **43.** p. 344—354.
3. ASHBY, E., BOLAS, B. D., HENDERSON, F. Y.: (1928). The interaction of factors in the growth of *Lemna*. I. Methods and technique. Annals of Bot. **42.** p. 771—782.
4. ASHBY, E., WANGERMANN, E. and WINTER, E. I.: (1948). Studies in the morphogenesis of leaves. III. Preliminary observations on vegetative growth in *Lemna minor*. New Phytol. **47.** p. 374—384.
5. ASHBY, E., WANGERMANN, E.: (1948). Studies in the morphogenesis of leaves. VII. Part. II. Correlative effects of fronds in *Lemna minor*. New Phytol. 50 : 200—209. 1951.
6. BÖSZÖRMÉNYI E. : Adatok a *Lemna minor* ásványi táplálkozásához. (Contributions to the mineral nutrition of *Lemna minor)* (Dissertation, 1955).
7. GÖBEL, K.: (1891). Planzenbiologische Schilderungen. Marburg.
8. SCHROPP, W.: (1951). Der Vegetationsversuch. I. Berlin.
9. WANGERMANN, E.: (1952). Studies in the morphogenesis of leaves. VIII. A note on the effects of length of day and of removing daughter fronds on the ageing of *Lemna minor*. New Phytol. **51.** p. 355—358.
10. WANGERMANN, E. and ASHBY, E.: (1951). Studies in the morphogenesis of leaves. VII. Part I. Effects of light intensity and temperature on the cycle of ageing and rejuvenation in the vegetative life history of *Lemna minor*. New Phytol. **50.** p. 186—199.
11. WANGERMANN, E. and LACEY, H. S.: (1953). Studies in the morphogenesis of leaves. IX. Experiments on *Lemna minor* with adenin, triiodobensoic acid and ultra-violet radiation. New Phytol. **52.** p. 298—311.
12. WANGERMANN, E. and LACEY, H. S.: (1955). Studies in the morphogenesis of leaves. X. Preliminary experiments on the relation between nitrogen nutrition, rate of respiration and rate of ageing of fronds of *Lemna minor*. New Phytol. **54.** p. 182—198.

RELATIONS PHYLOGÉNÉTIQUES ENTRE CYANOPHYTA COELOSPHAERIACEAE, GOMPHOSPHAERIACEAE ET WORONICHINIACEAE

Par

T. Hortobágyi

INSTITUT BOTANIQUE DE L'ÉCOLE SUPÉRIEURE PÉDAGOGIQUE DE L'ÉTAT, EGER

(Reçu le 14 mars 1956)

Ce qui distingue en premier lieu les genres *Gomphosphaeria* et *Coelosphaerium* appartenant au phylum *Cyanophyta*, c'est que chez les espèces *Gomphosphaeria* les cellules enrobées d'un mucus homogène sont fixées au bout de pédicelles gélatineux, tandis que chez les espèces *Coelosphaerium* les cellules ne sont qu'enchâssées dans du mucus homogène et les pédicelles gélatineux font défaut. Selon Geitler (1930) les pédicelles gélatineux se produisent lors de la division des cellules : les parois de la cellule-mère ne se gélifient qu'en partie et se transforment en pédicelles gélatineux (p. 241). Le degré de la gélification varie à l'interieur du genre (p. 242). Chez le genre *Coelosphaerium* la paroi de la cellule-mère se gélifie presque complètement et il ne se développe pas de pédicelles nettement définis (p. 242). Cet avis est aussi partagé par Huber—Pestalozzi (1938 : 150, 152—153).

Geitler remarque que c'est justement pour cette raison que la délimitation entre les deux genres semble artificielle. Cette remarque est appuyée par ce qu'il écrit dans la diagnose du genre *Coelosphaerium :* «Koloniengallerte häufig radiär gestreift» (p. 247) («La substance muqueuse de la colonie est souvent striée radialement»). Ces observations ont été répétées mot à mot par Huber—Pestalozzi aussi (p. 152).

En effet, sur la base des diagnoses des auteur mentionnés plus haut, parfois ce n'est qu'avec la plus grande difficulté qu'on réussit à identifier avec certitude certaines espèces de *Gomphosphaeria* ou *Coelosphaerium.* Chez les *Gomphosphaeria*, par suite des différents degrés de gélification, le genre n'a pu être établi qu'au moyen de la coloration de plusieurs exemplaires au bleu de méthylène, à la saffranine, au violet de gentiane. Dans le cas des *Coelosphorium*, c'est la striature radiale qui, souvent, a fait naître des doutes quant à la justesse de la définition.

Les deux auteurs mentionnés plus haut ne signalent dans leurs ouvrages qu'une seule espèce où la striature du tégument de la colonie soit radiale, bien que dans leurs diagnoses du genre ils disent fréquente cette structure de la colonie. Cela semble s'expliquer par le fait que cette espèce — d'après leur

nomenclature : *Coelosphaerium Naegelianum* Ung. — appartient aux espèces les plus connues du genre.

La mise au point des espèces *Gomphosphaeria* et *Coelosphaerium* a été facilitée par les études de WORONICHIN et ELENKIN. Dans son étude parue en 1927 WORONICHIN démontre que la striature radiale du mucus de *Coelosphaerium Naegelianum* Ung. se produit sous l'action de substances colorantes d'une concentration plus forte. Une coloration au bleu de méthylène convenablement dilué met en évidence que les striatures radiales sont en réalité de longs tubes muqueux qui se prolongent au delà des cellules et dans lesquels se trouvent des cellules solitaires.

Dans son ouvrage publié en 1933, ELENKIN — s'appuyant aussi sur l'étude de WORONICHIN mentionnée plus haut — estime que l'algue *C. Naegelianum* Ung. ne doit pas être classée das le genre *Coelosphaerium ;* la désignant du nom de *Woronichinia Naegeliana* (Ung.) Elenk., il la range dans un nouveau genre et en même temps dans une nouvelle famille. Il fait de même pour l'algue bleue *Coelosphaerium pallidum* Lemm. : espèce constituée de cellules en forme de bâtonnet avec un tégument gélatineux lamelleux, et la classe sous le nom de *L. pallida* (Lemm.) Elenk. dans un genre particulier, celui de *Lemmermannia.* En conclusion, s'appuyant sur la figure d'après G. M. SMITH (GEITLER : 244, fig. 118*a*), il traite la plante *G. roseum* Snow = *Gomphosphaeria rosea* (Snow) Lemm. — englobée par GEITLER ainsi que par HUBER—PESTALOZZI dans les *Coelosphaerium Kuetzigianum* Näg. — comme l'unique espèce du genre *Snowella* Elenk., la désignant du nom de *S. rosea* (Snow) Elenk. (cf. GOLLERBAKH—KOSINSKAYA—POLYANSKIY, 1953 : 118, 122). *Snowella* est le second genre de la famille des *Gomphosphaeriaceae* qui ne se distingue des espèces *Gomphosphaeria* que par ses cellules sphériques. Donc, il n'y a maintenant que les espèces à mucus homogène qui soient restées dans le genre *Coelosphaerium.*

Ainsi les espèces à mucus homogène appartiennent au genre *Coelosphaerium*, les espèces à cellules allongées, à mucus disposé en plusieurs couches, au genre *Lemmermannia*, les espèces à cellules sphériques fixées sur des pédicelles gélatineux au genre *Snowella* et enfin les colonies constituées par des cellules striées radialement, situées dans des tubes muqueux, au genre *Woronichinia.*

En 1934, dans le bras mort nommé «Nagyfa» de la Tisza, s'étendant entre Tápé et Algyő près de Szeged, nous avons découvert une seconde espèce appartenant au genre *Woronichinia.* Elle concorde avec l'unique espèce connue jusqu'ici, en ce qu'à partir du centre, le tégument de la colonie est strié radialement, cependant elle semble être dépourvue de tubes gélatineux. Elle diffère aussi en ce que le tégument gélatineux plus ferme, strié radialement est recouvert d'une autre gaine muqueuse plus molle, mais homogène. Aini l'algue désignée du nom de *Woronichinia hungarica* Hort. réunie en soi les caractères des genres *Woronichinia* et *Coelosphaerium.* Son tégument muqueux

homogène rappelle les *Coelosphaerium* et le tégument muqueux plus ferme, strié radialement le genre *Woronichinia*.

Au cours de l'examen du lac alcalin de Szelid, situé près de Kalocsa dans la région entre le Danube et la Tisza, nous avons découvert dans la récolte prélevée en 1951, une nouvelle espèce de *Gomphosphaeria*. La colonie est $\pm$ globulaire. Des cellules de couleur bleu pâle, ovales, à plasma homogène, fixées sur des pédicelles gélatineux, sur des filaments muqueux plus ou moins

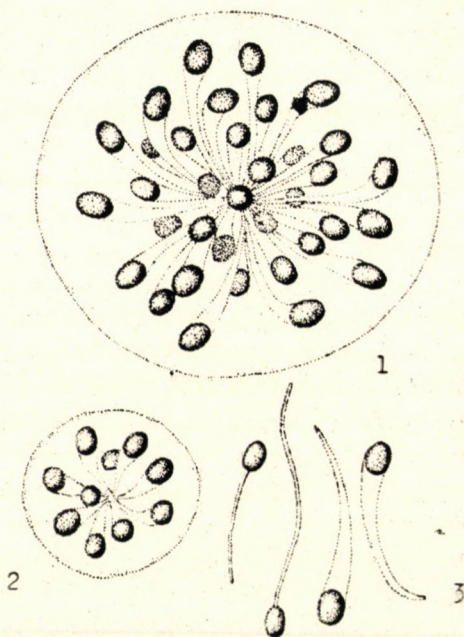



Fig. 1. Grand et petit cénobe de *Gomphosphaeria radians* Hort. n. sp. 3. — Cellules solitaires avec pédicelles muqueux

épais, de largeur égale ou s'élargissant vers les cellules, sont enchâssées dans du mucus incolore, homogène. Les cellules sont longues de 1,4 à 3 μ, larges de 1 à 1,8 μ. Les tractus des cellules ne se ramifient pas et convergent au centre de la colonie. Les pédicelles gélatineux sont droits ou parfois recourbés. Les cellules font preuve de polarité, car dans la colonie elles sont disposées en général selon leur axe longitudinal, dans une direction radiale. Le nombre des cellules de la colonie varie entre 10 et 40, la colonie est composée d'un petit nombre de cellules.

On rencontre aussi des cellules solitaires avec un tractus gélatineux en forme de queue. Ces cellules se trouvant hors de la colonie se libèrent soit par suite d'une lésion mécanique de la colonie, soit sous l'action de la tension interne occasionnée par la division rapide des cellules qui se produit dans la

colonie. Elles peuvent aussi se détacher de la colonie à l'issue d'une dislocation de cellules comparable à celle que j'ai déjà décrite chez *Gomphosphaeria lacustris* Chod. (HORTOBÁGYI, 1949).

J'ai retrouvé la nouvelle espèce que je dénomme *Gomphosphaeria radians* Hort., dans le plancton de l'eau libre du lac de Szelid aux mois de juillet, août,

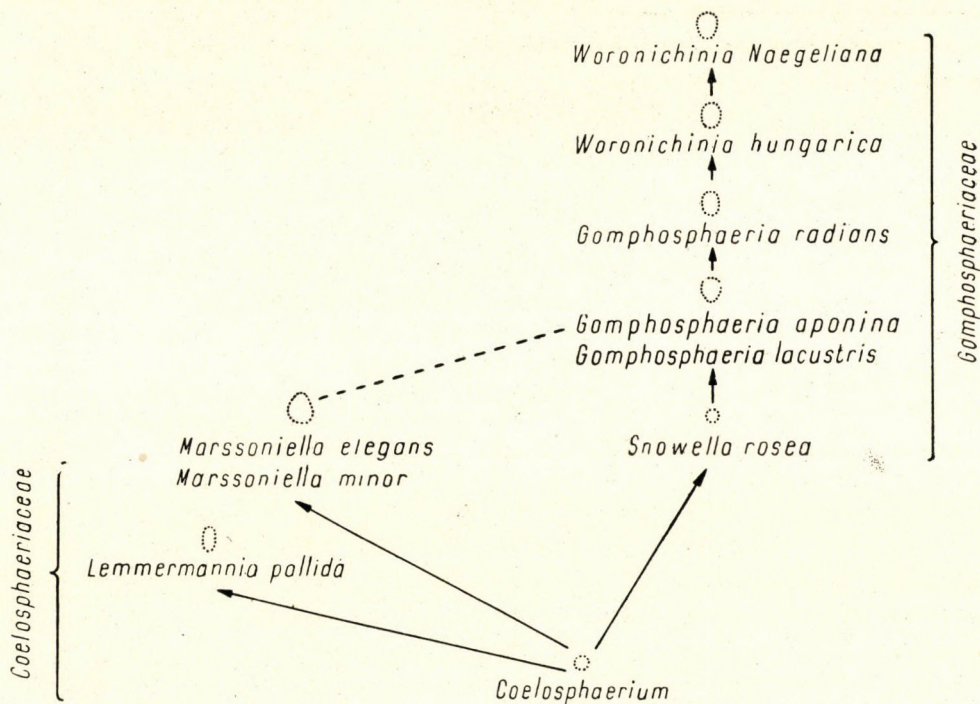



Fig. 2. Dérivation des genres *Coelosphaerium*, *Lemmermannia*, *Marssoniella*, *Snowella*, *Gomphosphaeria* et *Woronichinia*

novembre et décembre. Les cellules des spécimens estivaux sont d'une dimension plus réduite que celle des spécimens automnaux.

Des deux espèces connues de *Gomphosphaeria*, l'espèce nouvelle est plus rapprochée de *G. lacustris* Chod. Elle se distingue de celle-là par ses cellules plus petites, allongées et surtout par ses pédicelles gélatineux qui ne se ramifient pas.

J'ai observé la première fois *Gomphosphaeria radians* dans la récolte verticale No. 456 du 24 juillet 1951, du lac de Szelid. Le prélèvement renfermait le filtrat de cinq colonnes d'eau du filet de plancton tiré de 4 m de profondeur jusqu'à la surface. Les organismes les plus importants de la récolte étaient les suivants :

Lyngbya limnetica Lemm.	49,— %
Oscillatoria limnetica Lemm.	24,3 %
Ankistrodesmus falcatus var. *acicularis* (A. Br.) G. S. West.	8,— %
Lyngbya bipunctata Lemm.	7,— %
Dictyosphaerium pulchellum var. *minutum* Defl.	3,— %
Anabaenopsis Nadsonii Woronichin	2,4 %
Synechocystis salina Wislouch	1,7 %
Microcystis holsatica Lemm.	1,5 %
Colacium vesicolusum Ehr.	1,— %
Total	97,9 %

Neuf organismes représentaient 97,9% de la végétation. De ceux-là les Cyanophycées en constituaient les 85,9%, les Chlorophycées 11% et les Euglenophycées 1%. Outre les Diatomées, la récolte contenait 63 sortes de phyto-microorganismes. En dehors des 9 organismes les plus fréquents mentionnés ci-dessus, les 54 algues restantes formaient les 2,1% de la végétation microscopique ; elles étaient, toutes, cénoxènes. La récolte montre la composition qualitative et quantitative suivante :

Phylum, Classis	Nombre des espèces	Pourcentage des plantes
Cyanophyta	14	86,6
Euglenophyta	6	1,3
Chrysophyta, *Xantophyceae*	1	+
Chrysophyta, *Bacillariophyceae*		+
Pyrrophyta	2	+
Chlorophyta, *Chlorophyceae*	37	12,1
Chlorophyta, *Conjugatophyceae*	2	+
Adelomycetes	1	+
Total	63	100,—

Gomphosphaeria radians a été observée la deuxième fois dans la récolte No. 458 du 29 août 1951, dans le filtrat de 10 litres d'eau prélevée des couches superficielles. Les organismes prédominant quantitativement étaient les suivants:

Oscillatoria limnetica Lemm.	38,3%
Lyngbya limnetica Lemm.	30,3%
Synechocystis salina Wislouch	19,3%
Colacium vesiculosum Ehr.	4,4%
Bacillariophyceae	4,2%
Oscillatoria Agardhii. Gom.	2,6%
Anabaena Bergii f. *minor* (Kissel.) Kossinsk.	0,3%
Lyngbya bipunctata Lemm.	0,2%
Total	99,6%

En dehors des 8 organismes qui constituaient 99,6% du plancton, on a trouvé dans la récolte, sans compter les diatomées, 8 sortes de microorganismes qui constituaient 0,4% des plantes. Quantitativement et qualitativement le plancton présentait le tableau suivant :

Phylum, Classis	Nombre des espèces	Pourcentage des plantes
Cyanophyta	9	91,—
Euglenophyta	1	4,4
Chrysophyta, Xanthophyceae	1	+
Chrysophyta, Bacillariophyceae		4,2
Chlorophyta, Chlorophyceae	5	0,4
Total	16	100,—

Nous l'avons observé la troisième fois le 6 novembre 1951, dans le filtrat de 50 litres d'eau prélevée de la surface. Les organismes prédominants étaient :

Synechocystis salina Wislouch	65:2%
Colacium vesiculosum Ehr.	24,2%
Oscillatoria limnetica Lemm.	5,4%
Bacillariophyceae	3,4%
Lyngbya limnetica. Lemm.	1,—%
Tribonema vulgare Pascher	0,5%
Total	99,7%

14 sortes d'organismes (outre les Diatomées) ont été retrouvées dans la récolte, six constituaient 99,7% des plantes. 8 sortes d'organismes se partageaient les 0,3% restants. Le tableau qualitatif et quantitatif du plancton était le suivant :

Phylum, Classis	Nombre des espèces	Pourcentage des plantes
Cyanophyta	6	71,7
Euglenophyta	1	24,2
Chrysophyta, Xanthophyceae	1	0,5
Chrysophyta, Bacillariophyceae		3,4
Pyrrophyta	1	+
Chlorophyta, Chlorophyceae	4	0,2
Chlorophyta, Conjugatophyceae	1	+
Total	14	100,—

Nous l'avons rencontré la dernière fois dans le filtrat No. 476 de 50 litres d'eau prélevée de la surface le 4 décembre 1951. Hors les Diatomées, nous avons retrouvé 26 sortes d'organismes. Les plus importants étaient :

Bacillariophyceae	78,— %
Synechocystis salina Wislouch	10,— %
Stokesiella longipes (Stokes) Lemm.	4,— %
Oscillatoria limnetica Lemm.	2,5 %
Spirulina laxissima G. S. West	2,— %
Scenedesmus acutus var. *globosus* Hort.	1, — %
Total	97,5 %

L'état qualitatif et quantitatif du plancton était le suivant :

Phylum, Classis	Nombre des esp‘ces	Pourcentage des plantes
Cyanophyta	9	15,5
Euglenophyta	2	+
Protomastiginae	2	4,—
Chrysophyta, *Bacillariophyceae*		78,—
Chlorophyta, *Chlorophyceae*	12	2,5
Chlorophyta, *Conjugatophyceae*	1	+
Total	26	100,—

La nouvelle espèce rapproche plus étroitement les genres *Gomphosphaeria* et *Woronichinia* l'un de l'autre. En relevant la disposition serrée des tractus gélatineux et leur allongement au delà des cellules, on arrive au genre *Woronichinia*. La multiplication par dislocation des cellules prouve aussi les rapports de parenté.

Sur la base de nos connaisances actuelles, les rapports de parenté entre les genres *Coelosphaerium*, *Lemmermannia*, *Marssoniella* des *Coelosphaeriacae* ; les genres *Gomphosphaeria*, *Snowella* des *Gomphosphaeriaceae* et le genre *Woronichinia* des *Woronichiniaceae* peuvent se concevoir de la manière suivante :

Parmi les genres mentionnés plus haut nous considérons *Coelosphaerium* comme le plus ancien, vu que ses cellules sont sphériques et son tégument muqueux homogène. Des deux autres genres des *Coelosphaeriaceae*, *Lemmermannia* est plus rapproché de *Coelosphaerium*, car ses cellules sont allongées, ont la forme d'un bâtonnet et sa gaine muqueuse n'est lamelleuse comme un tégument qu'au delà des cellules ; par contre les cellules de *Marssoniella* sont guttiformes et le fait qu'elles sont disposées radialement, leur extrémité arron-

die étant tournée toujours vers le centre, prouve déjà une certaine structure radiale de la gaine muqueuse. Il est vrai que personne n'a encore observé nettement la structure radiale de la gaine muqueuse, mais je trouve juste le point de vue de GEITLER qui, concernant la structure radiale de la gaine muqueuse, écrit ce qui suit : «Sie ist sicher vorhanden, da die Zellen sonst nicht zusammenhalten würden, dürfte aber sehr zart und dünnflüssig sein» («elle existe sûrement, car autrement les cellules ne tiendraient pas ensemble, mais elle doit être extrèmement fragile et diffluente» (p. 247)). Les cellules de *Marssoniella minor* Hort. retrouvée dans le vivier No. II du lac Fehértó près de Szeged, sont aussi disposées radialement, mais même en les traitant avec une précaution extrême nous n'avons pas pu voir la structure intérieure. *Marssoniella*, étant donné la structure supposée et probable de sa colonie, présente certains rapports avec le genre *Gomphosphaeria* à cellules allongées.

Le genre *Snowella* qui, outre la gaine muqueuse homogène, dispose de pédicelles gélatineux rameux partant du centre, semble être dérivé des *Coelosphaerium.* Les cellules sphériques et la gaine muqueuse homogène rattachent ce genre au *Coelosphaerium.* Les deux espèces du genre *Gomphosphaeria* connues jusqu'ici : *G. lacustris* Chod. et *G. aponina* Kütz. peuvent être dérivées de *Snowella*, elles diffèrent de *Snowella* uniquement par leurs cellules ovales allongées ou pyriformes.

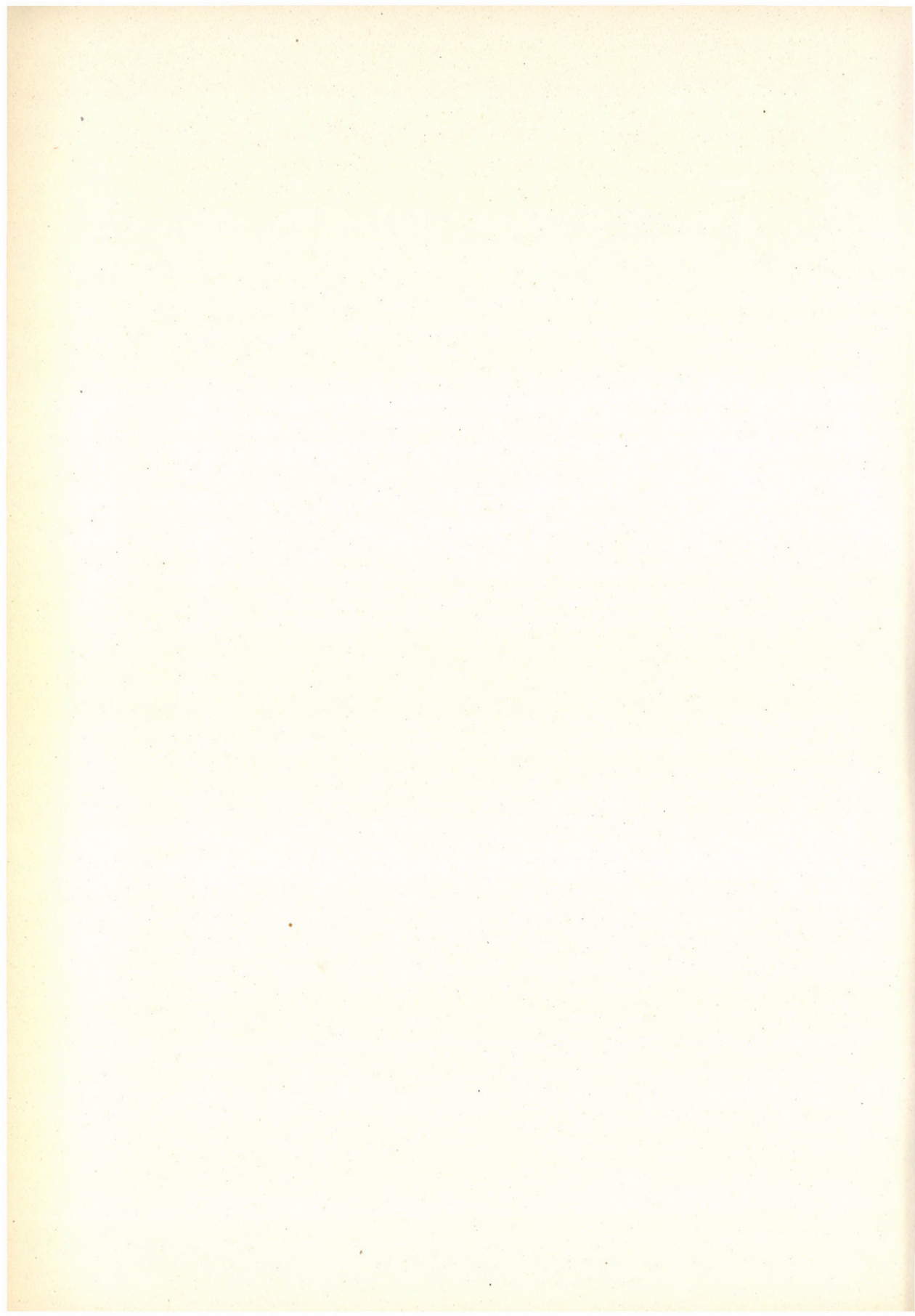
A l'intérieur du genre *Gomphosphaeria* nous considérons les espèces *G. lacustris* et *G. aponina* comme les plus anciennes, car les pédicelles gélatineux portant les cellules sont courts, et se ramifient à proximité des cellules. La différenciation des pédicelles portant les cellules va plus loin, elle pénètre jusqu'au centre de la colonie, et chaque cellule est fixée sur un pédicelle partant du centre. *G. radians* occupe une place intermédiaire entre *G. lacustris*, *G. aponina* et *Woronichinia hungarica* Hort.

Woronichinia hungarica semble avoir pris naissance par suite de la disposition serrée des tractus des cellules de *Gomphosphaeria radians* et du prolongement des tractus au delà des cellules. *Woronichinia hungarica* montre certaines affinités avec le genre *Coelosphaerium* par sa gaine muqueuse extérieure homogène, tout comme *Gomphosphaeria* à mucus extérieur homogène, qui l'apparente au genre *Coelosphaerium.* Par la séparation ultérieure et la conformation en forme d'entonnoir de sa gaine gélatineuse, plus ferme, *Worochinia hungarica* constitue une forme de transition à l'algue *Woronichinia Naegeliana* (Ung.) Elenk.

La question se pose de savoir s'il est juste de ranger les genres Snowella et *Gomphosphaeria* dans la famille des *Gomphosphaeriaceae*, et les *Woronichinia* séparément dans la famille des *Woronichiniaceae.* La structure de la colonie de *Gomphosphaeria radians* et de *Woronichina hungarica* efface fortement les limites entre les deux familles. L'on se demande alors où sera la place systématique des *Marssoniella?* Si chez *Marssoniella* on démontre la présence des

pédicelles muqueux, respectivement gélatineux justement supposés, ce genre doit être rangé tout près des *Gomphosphaeria*. Sur la base de nos connaissances actuelles je jugerais à propos de traiter des familles *Gomphosphaeriaceae* et *Woronichiniaceae* réunies sous le nom de *Gomphosphaeriaceae*. Les *Coelosphaeriaceae* sont caractérisées par une gaine muqueuse uniforme, homogène, tandis que les *Gomphosphaericeae*, prises dans le sens nouveau, sont caractérisées par deux sortes de gaines, muqueuse, respectivement gélatineuse, présentant une structure radiale. En attendant que sa structure, supposée radiale, soit nettement démontrable, *Marssoniella* resterait provisoirement dans la famille des *Coelosphaeriaceae*.

BIBLIOGRAPHIE

1. ELENKIN, A. A.: (1923), De *Coelosphaerio Naegeliano* Unger nonulliusque speciebus hujus generis et de *Gomphosphaeria* Kuetz. notula. — Not. Syst. Inst. Crypt. Horti Bot. Petropolitani. **2.** 10. p. 155.
2. ELENKIN, A. A.: (1923). Schema *Chroococcacearum* classificationis. — Not. Syst. Inst. Crypt. Horti Bot. Petropolitani. **2.** 5. p. 65—69.
3. ELENKIN, A. A.: (1925). Über die systematische Einteilung der Ordnung *Chroococcales* Geitler (1925). — Plantae Cryptogamae. Acta Inst. Bot. Acad. Scient., Leningrad, Ser. **2.** Fasc. 1. p. 20—21.
4. ELENKIN, A. A.: (1933). Über neue Familien der Cyanophyceen aus der Gruppe *Stereometreae* Elenk. (Untergruppe *Excavatae* Elenk.) der Ordnung der *Chroococcales* Geitler — Plantae Cryptogamee. Acta Inst. Bot. Acad. Scient., Leningrad, Ser. **2.** Fasc. 1. p. 23—24.
5. ELENKIN, A. A.—HOLLERBACH, M. M.: (1923). Schema specierum gen. *Gomphosphaeriae* Kuetz. et *Coelosphaerii* (Naeg.) nob. emend. — Not. Syst. Inst. Crypt. Horti Bot. Petropolitani. **2.** 10. p. 155—157.
6. GEITLER, L.: (1930—1932). *Cyanophyceae* (Blaualgen) — in Rabh.'s Krypt.-Fl. XIV. Leipzig.
7. GOLLERBAKH, M. M.—KOSINSKAYA, J. K.—POLYANSKIY, V. I.: (1953). Синизеленые водоросли 2. Moscou.
8. HORTOBÁGYI, T.: (1937). A Tisza „Nagyfa"-holtágának phytoplanktonja qualitatív vizsgálata. (Qualitative Untersuchungen des Phytoplanktons des toten Armes „Nagyfa" der Tisza. Examen qualitatif du phytoplancton du bras mort „Nagyfa" de la Tisza.) — Folia Cryptogamica **2.** 3. Szeged. col. 151—216.
9. HORTOBÁGYI, T.: A Szelidi-tó mikroszkópikus növényegyüttesei. (Les ensembles de plantes microscopiques du lac de Szelid.) Manuscript, p. 1—135.
10. HORTOBÁGYI, T.: (1956). (Une nouvelle Cyanophycée d'un étang poissoneux: Marssoniella minor Hort. n. sp) — Revue Algologique, Paris, p. 80—84.
11. HUBER PESTALOZZI, G.: (1938). Das Phytoplankton des Süsswassers. Die Binnengewässer XVI. 1. Blaualgen, Bakterien, Pilze. — Stuttgart.
12. WORONICHIN, N. N.: (1927). Sur la biologie et la morphologie du *Coelosphaerium Naegelianum* Ung. — Archives Russes de Protistologie I. VI. 1—4. Moscou—Leningrad, 155—163.

ÖKOLOGISCHE UNTERSUCHUNG DER MOSAIKKOMPLEXE VON QUELLMOOR- UND SUMPFGESELLSCHAFTEN DURCH WASSERFÄRBUNG

Von

P. JAKUCS

BOTANISCHE ABTEILUNG DES NATURWISSENSCHAFTLICHEN MUSEUMS, BUDAPEST

(Eingegangen am 14. Mai 1956)

Die Gesetzmässigkeiten der Mozaikkomplexe von Pflanzengesellschaften werden in den meisten Fällen durch einen von den gemeinsam wirkenden ökologischen Faktoren, nämlich durch eine wiederholte Änderung des Charakters eines dieser Faktoren innerhalb eines kleinen Gebietes hervorgerufen. Es können z. B. die sich zwischen Wald und Steppe in Übergangslage befindenden Strauchwälder unter gleichen klimatischen Verhältnissen mosaikartig ausgebildet sein, wenn das Grundgestein wiederholt hervortritt. Zur Erkenntnis der Gesetzmässigkeiten von Pflanzengesellschaften, die sich mosaikartig aneinanderreihen, muss also immer der entscheidende ökologische Faktor festgestellt und sein Charakter, bzw. seine Wechselwirkung mit den übrigen Faktoren gründlicher und tiefgreifender untersucht werden.

In mehreren Teilgebieten des Ungarischen Mittelgebirges, so im Sátorgebirge, am Tornaer Karst, im Bükkgebirge, oder in Transdanubien begegnen wir des öfteren Quellmoorflecken bzw. die Quellmoorflecken umgebenden Sumpfgesellschaften, die wegen der günstigen Wasserversorgung in der Regel das ganze Jahr hindurch lebhaft grün erscheinen und aus ihrer Umgebung scharf hervortreten. Diese Sumpf- und Moorgesellschaften sind in den meisten Fällen nicht über grössere Strecken homogen, sondern an Mosaikkomplexe gebunden.

Eine Gesellschaft bildet kaum 1 bis 2 m² grosse Flecken und ist vom Nachbarglied des Komplexes scharf abgegrenzt. Da in der Entwicklung der Sumpf- und Moorgesellschaften das Wasser, seine Strömungsverhältnisse, die mit diesen zusammenhängenden Unterschiede, sein Reichtum an Sauerstoff usw. die wichtigsten ökologischen Faktoren darstellen, ist zur Erkenntnis der gesetzmässigen Ausbildung und der Stellung der Gesellschaften in erster Linie die Feststellung der Orte mit schnell fliessendem, mit langsam strömendem bzw. mit stagnierendem Wasser unerlässlich. Der Lauf des strömenden Wassers ist in der gewöhnlich üppigen krautartigen Vegetation mit dem blossen Auge nur schwer und unsicher zu verfolgen. Zur Überwindung dieser Schwierigkeiten und zum Nachweis der ökologischen Rolle des in den zu Mosaikkomplexen vereinigten Sumpf- und Moorgesellschaften befindlichen stagnierenden bzw.

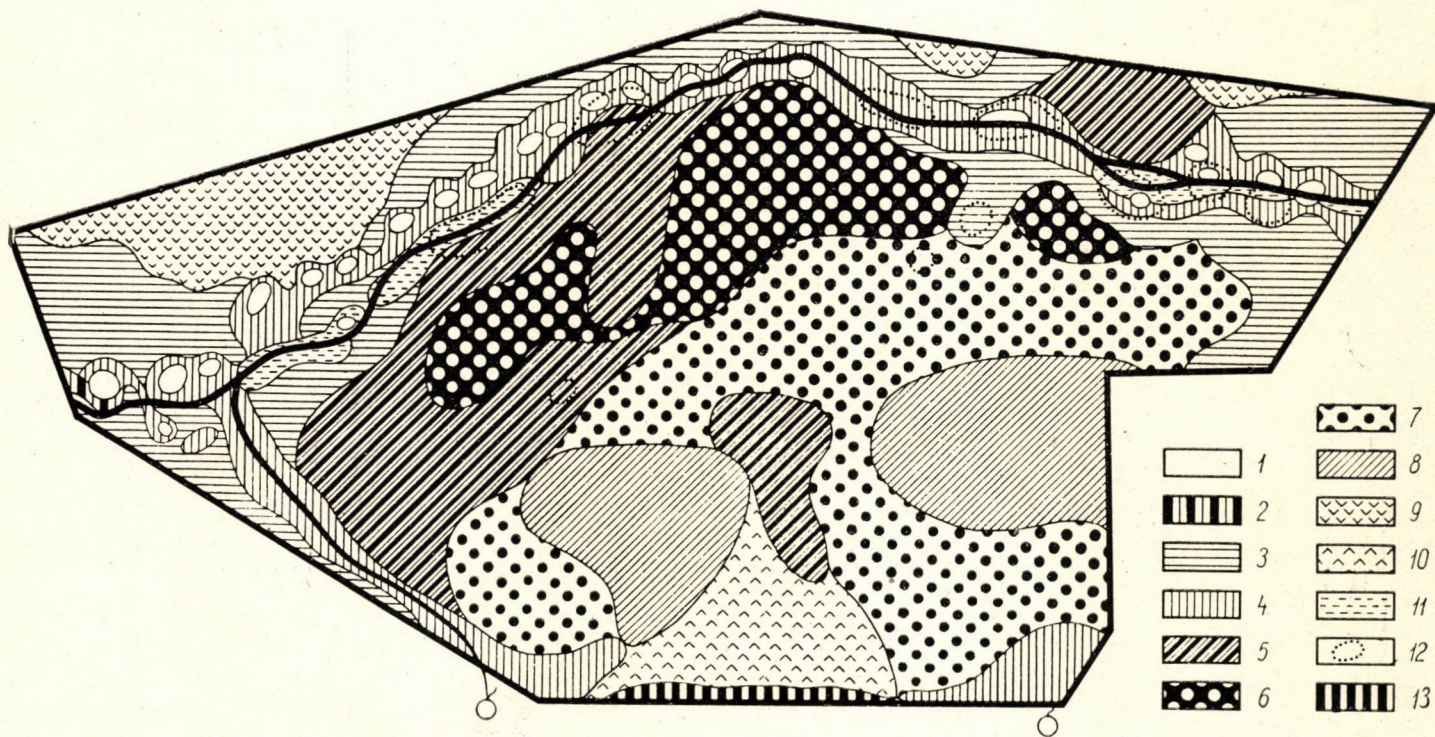



Abb. 1. Die Vegetationskarte der untersuchten Probefläche. 1. *Lemneto-Utricularietum*, 2. *Glycerio-Sparganietum*, 3. *Caricetum acutiformis*, 4. *Caric. acutiformis — Scirpus silvaticus* konsoc., 5. *Caric. acutiformis — Carex flacca* konsoc., 6. *Caricetum appropinquatae*, 7. *Cariceto flavae — Eriophoretum*, 8. *Caric. flavae — Eriophoretum degr.*, 9. *Festucetum pratensis*, 10. *Festucetum pratensis* degr., 11. *Filipendulo-Petasition*, 12. *Alnus glutinosa*, 13. *Querceto-Carpinetum*

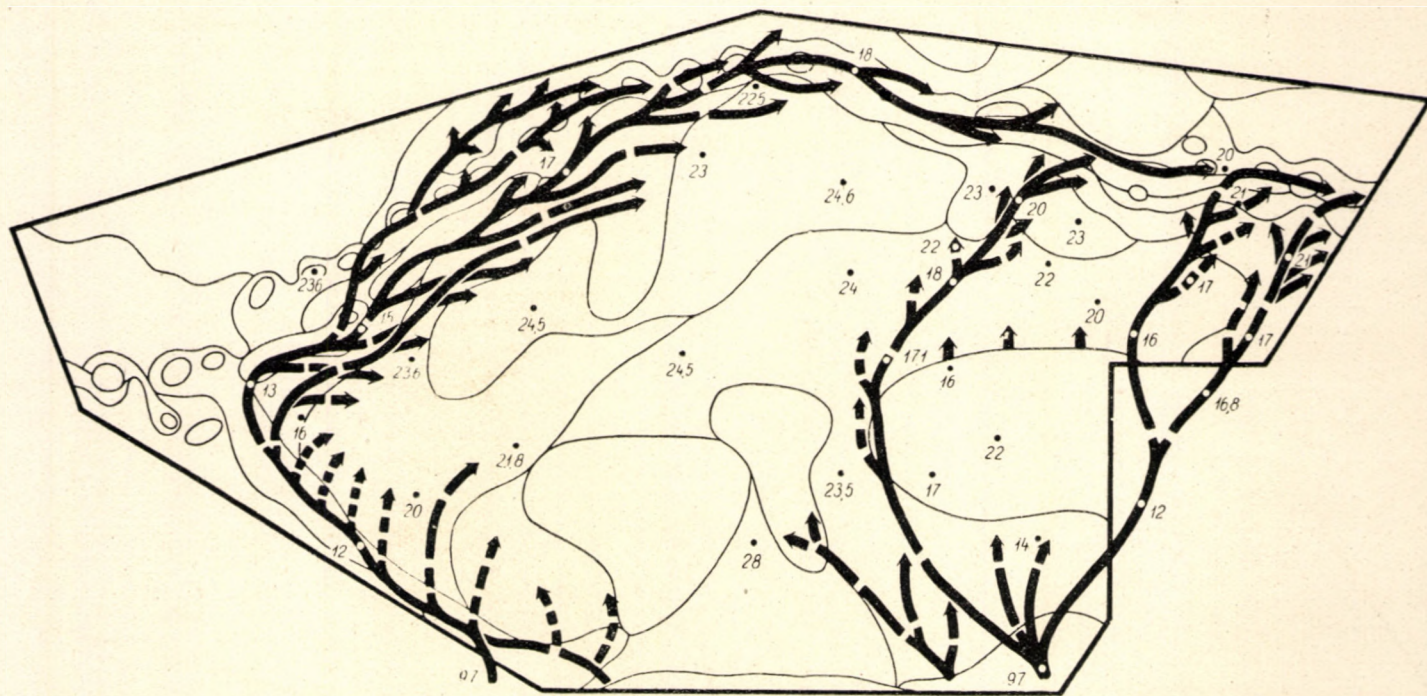



Abb. 2. Die Strömungsverhältnisse der Gewässer und die Gestaltung der oberflächlichen Bodentemperatur der Probefläche (die leeren Abschnitte der gestrichelten Pfeile entsprechen der Zeitdauer von 1 Stunde. Die Zahlen neben den Punkten bezeichnen die am 22. Aug. 1955 um 15 h gemessenen Werte der oberflächlichen Bodentemperatur)

strömenden Wassers wurde auf einer Probefläche ein neues Verfahren erprobt.*

Das Wesentliche dieses Verfahrens ist folgendes: Die Ausflüsse zweier Quellen des Probeflächenkomplexes wurden dauernd mit einer grossen Menge von rotem, sauerem Fuchsinfarbstoff gefärbt. (Zum Zeitpunkt des Färbens, am 20. August 1955, war die ausfliessende Wassermenge der grösseren Quelle 30 l/sec. die der kleineren 16 l/sec.) Das Vordringen und die Verbreitung des auch in der dichten Pflanzendecke gut sichtbar blutrot gefärbten Wassers aus dem Färbungszentrum wurde bei stündlicher Kontrolle in die schon im vorhinein angefertigte Vegetationskarte eingetragen (die langsame Strömung im Boden wurde durch Probebohrungen untersucht), so dass festgestellt werden konnte, welche Gesellschaften die Orte mit sich schnell bewegendem oder mit im Boden und an der Oberfläche nur langsam strömendem, und welche die Orte mit stagnierendem Wasser bedecken.

Die eine der beiliegenden Karten (Abb. 1) zeigt die Pflanzengesellschaften der Probefläche, auf der anderen (Abb. 2) ist das Vordringen des gefärbten Wassers aus den Quellen eingetragen. Es ist selbstverständlich, dass mit diesem Verfahren in erster Linie der Lauf und die Geschwindigkeit des oberflächlichen Wassers feststellbar war, doch waren zum Zeitpunkt der nach einigen Tagen gemachten Kontrolluntersuchungen, als sich die Stellen mit oberflächlicher Strömung schon meistens klärten, die mit stagnierendem Wasser noch lebhaft rot gefärbt. Aber auch an diesen Stellen war es möglich, durch Bohrungen das Ausmass der durch die Sickerung des Wassers erfolgten Färbung zu kontrollieren.

Auf der ganzen Probefläche war es unter allen Gesellschaften die Sumpfwiese des *Festucetum pratensis*, die sich zuletzt, aber am dauerhaftesten färbte, die also das am meisten stagnierende Wasser aufwies. In den feuchten Teilen des Tornaer Karstes nehmen diese Sumpfwiesen, die gleichzeitig die ausgezeichnetsten Mähwiesen sind, gewaltige Flächen ein. Ihr Boden kann oft in heissen Sommern auch austrocknen.

In wirtschaftlicher Hinsicht sind unter den Sumpfgesellschaften noch die Hochseggengesellschaften von Bedeutung. Sie liefern zwar ein minderwertigeres Heu als die Sumpfwiesen, doch sind sie wegen ihrer grossen Ausdehnung (die Talsohlen sind oft auf mehrere Quadratkilometer von ihren

* Die ausgewählte Probefläche liegt im nördlichen Teil des Ungarischen Mittelgebirges, östlich des Ortes Jósvafő, im Jósvatal, etwa 500 m von den äussersten Häusern des Ortes entfernt. Die südliche Hälfte der breiten, sich in Ost-Westrichtung erstreckenden Talsohle des Jósvabaches ist feuchter als die andere Seite, teils weil hier der Reihe nach zahlreiche kleine Schichtenquellen entspringen, teils weil die Hochwasser des Jósvabaches diese verhältnismässig tiefer gelegenen Stellen oft bewässern und feucht halten. Die den kleinen Bächen entlang gelegenen sumpfigen-moorigen Flächen werden gemäht oder durch für Hanfröste gegrabene Gruben verwertet. Dieses Landschaftsbild ist sowohl für den im nordöstlichen Teil des Ungarischen Mittelgebirges gelegenen Tornaer Karst wie auch für das benachbarte Sátorgebirge überaus charakteristisch.

homogenen Beständen bedeckt) dennoch wichtig. Unter den Hochseggengesellschaften der Probefläche entwickelt sich das *Caricetum acutiformis* am ehesten an Orten mit oberflächlicher Wasserströmung. Ihre Fläche verfärbte sich sehr rasch, entfärbte sich aber ebenso rasch nach der Beendigung des Färbens, doch konnte die Färbung unterhalb des oberflächlichen Wasserlaufes noch tagelang beobachtet werden ; dieser Umstand weist klar darauf

Abb. 3. Ansicht der Probefläche (Photo P. JAKUCS)

hin, dass ihr Bodenwasser unter dem oberflächlichen Wasserstrom stagniert, ebenso wie bei den Sumpfwiesen. Um einen Grad langsamer strömendes Wasser beansprucht der als Konsoziation dieser Gesellschaft aufzufassende *Scirpus silvaticus*-Bestand (er nähert sich also den Sumpfwiesen). Dieser Bestand umsäumt, wie auch aus der Karte ersichtlich ist, das die Wasserläufe begleitende *Caricetum acutiformis* von aussen.

Die nächste Umgebung der Quellen der Probefläche wird vom *Caricetoflavae-Eriophoretum* bedeckt, mit einer Moostorfschicht von 15—20 cm Mächtigkeit unterhalb der üppigen oberflächlichen Moosschicht. Diese Gesellschaft blieb auch nach dem Färben kristallklar, wobei weder auf der Oberfläche noch unter den Moospolstern die geringste Spur einer Färbung beobachtet werden konnte. Dieser Umstand beweist, dass diese Gesellschaft nicht das schon der

Quelle entsprungene, auf die Oberfläche gelangte und sich stetig aufwärmende Wasser erhält, sondern sich auf der Fläche der breiten Schichtenquelle, mit ihrem emporsickernden, klaren und frischen Wasser selbst angesiedelt hat. Zum Beweis der Richtigkeit dieser Annahme wurde in einer Tiefe von 1 m, hart am Ausfluss der Quellen Farbstoff in den Boden gebracht. Das Sickerwasser des Bodens, das noch nicht zur Oberfläche gelangt war, färbte sich

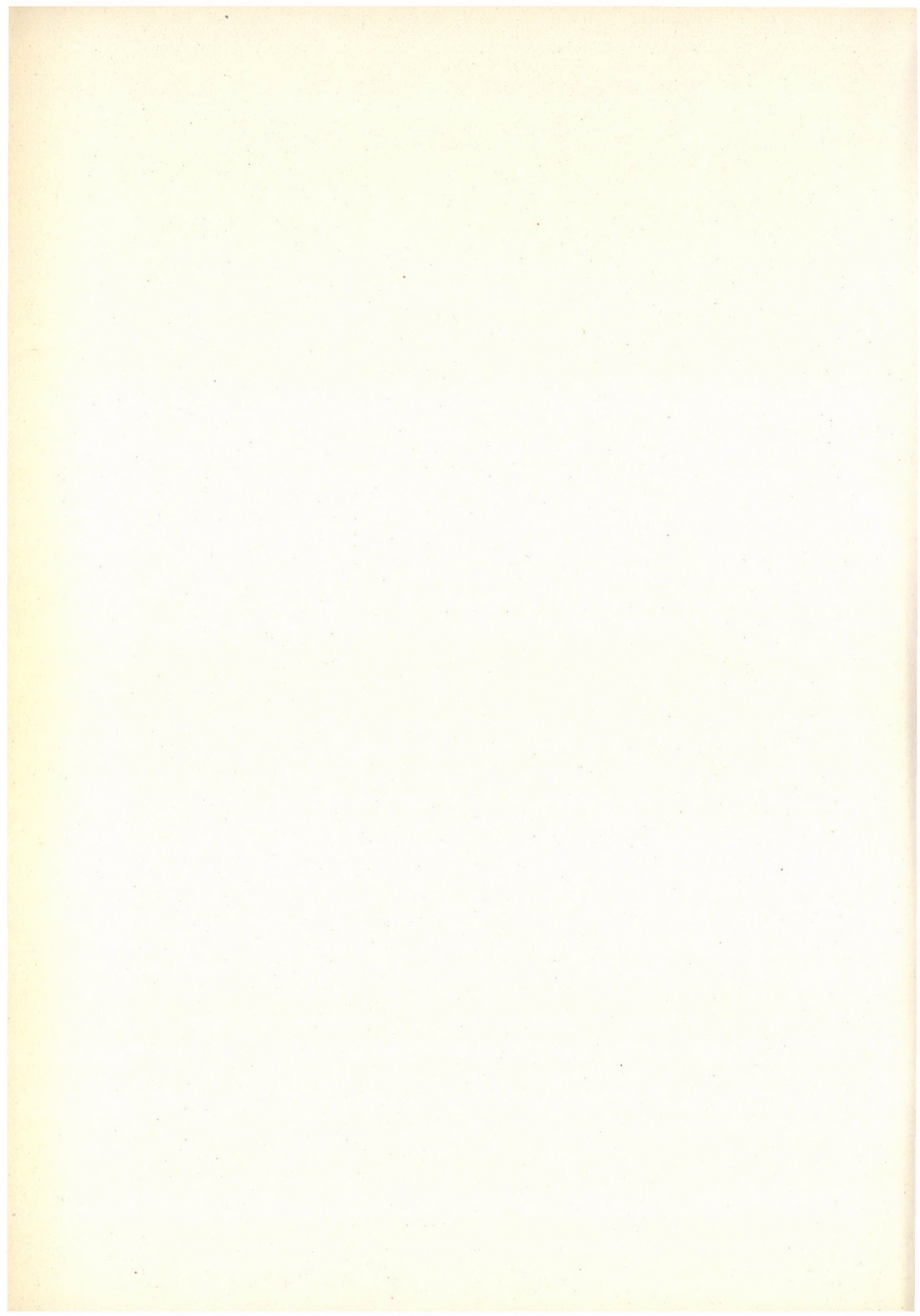
Abb. 4. Detail der Probefläche. Gesellschaft: *Cariceto flavae—Eriophoretum* (Photo P. JAKUCS)

infolgedessen schon im Boden, und dieses gefärbte Wasser trat auch etwa 10 m von der Stelle des Färbens entfernt und weiter unten, unterhalb der Moosschicht des *Eriophoretum* in Erscheinung. Die *Cariceto flavae—Eriophoreta* unserer Mittelgebirge kennzeichnen also im Gegensatz zu den Mitgliedern der Verbände *Molinion coeruleae* oder *Agrostidion albae*, zu deren Entwicklung in den meisten Fällen die Anwesenheit des stagnierenden oder langsam strömenden, schon auf die Oberfläche geratenen Wassers bereits genügt, immer kalte ökologische Verhältnisse und immer die Anwesenheit von Quellen.

In der *Carex flacca*-Konsoziation des *Caricetum acutiformis* und im *Caricetum appropinquatae* war eine Verfärbung nach dem Färben meistens nur in den Saumteilen zu sehen, die an das *Caricetum acutiformis* angrenzten. Diese Gesellschaften erhalten nämlich einen Teil ihres oberflächlichen Wassers über

das *Eriophoretum*. Auf den Saumflächen konnte aber beobachtet werden, dass während auf der Oberfläche (0—15 cm), also in der auch hier vorhandenen Moostorfschicht, sozusagen überhaupt keine Färbung eintrat, sich der unterhalb des Torfes befindliche Boden vom *Caricetum acutiformis* her verfärbte. Dies beweist, dass diese Gesellschaften, die zwar auf Flächen mit stagnierendem Wasser anzutreffen sind, gleichzeitig auch die Anwesenheit von frischem Quellwasser beanspruchen. In ihrem ökologischen Charakter wie auch in ihrem örtlichen Erscheinen, so wie auch im Gepräge ihrer Artenverteilung nehmen sie eine Übergangsstellung zwischen den Moor- und Sumpfgesellschaften, in diesem Falle zwischen dem *Cariceto flavae—Eriophoretum* und dem *Caricetum acutiformis* ein.

Die durch die Wasserfärbung erhaltenen ökologischen Unterschiede wurden durch gleichzeitige Bodentemperatur- und Mikroklimamessungen bestätigt. Die Unterschiede in der Temperatur der einzelnen Gesellschaften, die höhere Temperatur der Flächen mit stagnierendem Wasser im Vergleich zu denen mit fliessendem Wasser, wiesen deutlich auf die Unterschiede zwischen den Gesellschaften hin. Auf der Karte (Abb. 2) wurden ausschliesslich jene Temperaturwerte der Bodenoberfläche eingetragen, die am 22. August 1955 um 15 Uhr gemessen wurden, und zwar auf der Bodenoberfläche bzw. am Wasserspiegel. Es ist ersichtlich, dass auch im *Eriophoretum* hohe Temperaturwerte erhalten wurden, und zwar deswegen, weil an der Bodenoberfläche die Temperatur des zwischen den Moospolstern gelegenen und von der Sonne erwärmten Wassers gemessen wurde. Ebenfalls im *Eriophoretum* zeigte jedoch das Thermometer in einer Tiefe von 15—20 cm (also unterhalb des Moostorfes) eine Temperatur, die mit der des ausfliessenden Quellwassers übereinstimmte. Während hier der Temperaturunterschied zwischen der Oberfläche und 15 cm Tiefe zum Zeitpunkt des Ablesens 14° C überstieg, zeigte sich auf den Sumpfwiesen in einer Tiefe von 15 cm noch kaum eine Abweichung von der Oberflächentemperatur.

Das oben besprochene und auch in der Praxis erprobte Untersuchungsverfahren durch Wasserfärbung kann noch sehr geeignet sein z. B. zur Untersuchung der Zonation an Bachufern oder zur Erforschung der Gesetzmässigkeiten der feuchten Pflanzengesellschaften der Überschwemmungsgebiete.

A GRAPHIC PRESENTATION OF THE BALANCE HYPOTHESIS OF PARASITISM

By

RALPH W. LEWIS

DEPARTMENT OF NATURAL SCIENCE, MICHIGAN STATE UNIVERSITY EAST LANSING, MICHIGAN

(Received July 8, 1956)

The subsidiary concepts within the field of parasitism (such as those dealing with antibodies, antibiotic substances, phagocytes, enzymes, barriers, and toxins) have been unfruitful in providing common ground from which one might explain or interrelate large classes of facts such as host specificity, species and varietal resistance and susceptibility, biologic races, tissue specificity, virulence, and changes in susceptibility due to age, diet, or modified host environment. From our present understanding of evolution, genetics, nutrition, and biochemistry, it is reasonable to assume that a general and testable concept which deals with the inner-workings of the host-parasite relationship can now be developed. This concept should form a basis for a common understanding of the classes of facts mentioned.

In order to further a movement toward the development of a general theory applicable in both the plant and animal kingdoms, the author has proposed „the balance hypothesis of parasitism" [1]. As is often necessary in the development of scientific concepts, the creation of this hypothesis has been simplified by some restrictions and assumptions : *1.* Only parasites with cellular structure and/or cell membranes are considered. Thus the viruses are set aside, at least for the present. Since, in general, cell membranes permit only the passage of water-soluble, diffusible substances, only these kinds of substances need be considered when studying the nutrition of the parasite in relation to its capacity for being parasitic. *2.* When one examines the huge class of facts concerning host specificity, one finds that the initial stage of infection is the most critical stage in the host—parasite relationship. Therefore it is reasonable to assume that if, at present, thoughts are restricted to this stage, one may be able to arrive at a concept basic to understanding the whole course of the relationship. This assumption simplifies the problem by permitting one to set aside, for the nonce, all the complicated interactions that follow the firm establishment of infection. *3.* Since the interactions between large molecular weight substances have not supplied a general basis for explaining the success or failure of parasites during the initial stage of infection, one can tentatively assume that such reactions are generally not the critical factors.

The balance hypothesis states that in general the outcome of a host—parasite relationship is determined by the interactions between the parasite and the water-soluble, diffusible substances provided by the potential host to the potential parasite. This view is made reasonable by what is known concerning growth and absence of growth when parasites in culture are fed combinations of nutrilites that are known to be among the normal metabolites of all organisms [2]. Thus conceivably these substances are supplied by various

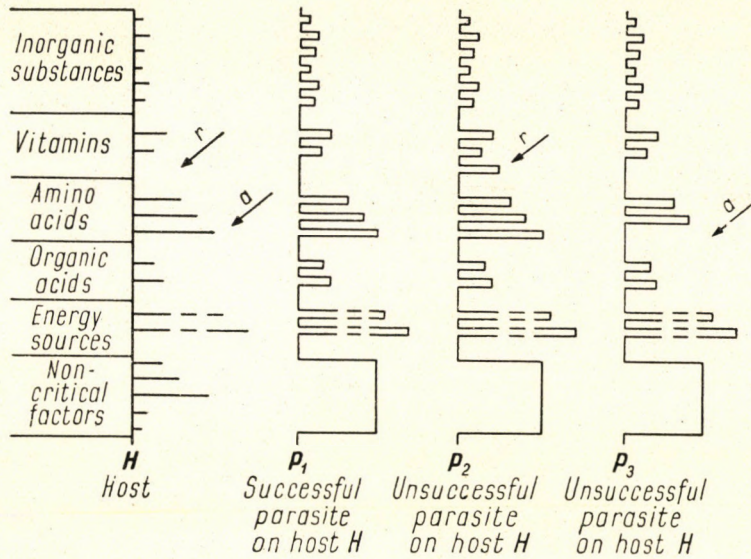



Fig. 1. Diagrams of hypothetical conditions existing in a hostorganism (H) and in three potential parasites (P_1, P_2, and P_3). The horizontal lines in the host diagram represent those substances available to parasites. The horizontal spaces in the parasite diagrams represent the food requirements of the parasites

hosts in various quantities and combinations. Once a parasite has made contact so that a diffusion pathway exists between parasite and host, the inherent capacity of the parasite to grow or not to grow in the nutritional environment supplied by the host will determine the autcome of the relationship.

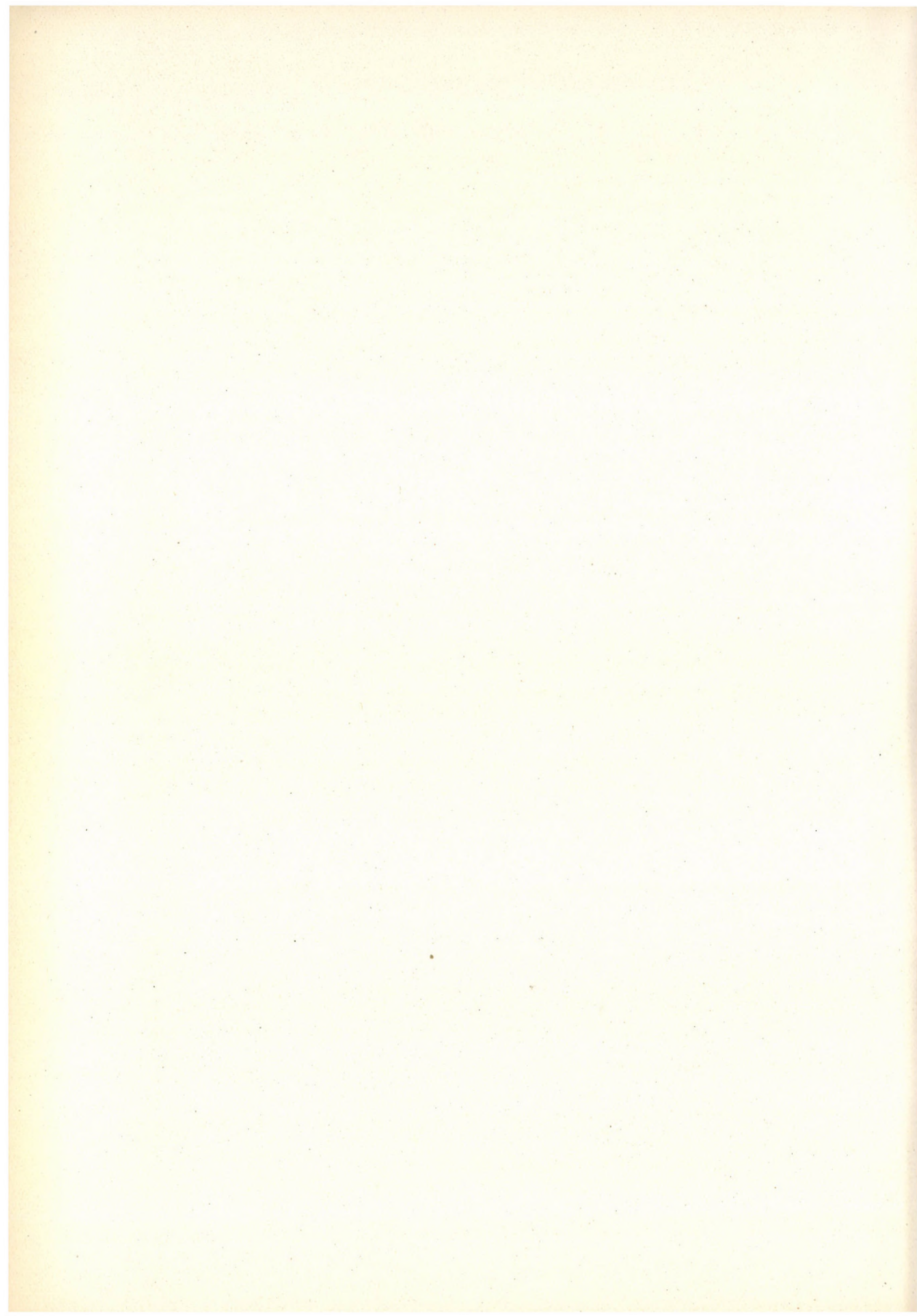
A recent, excellent paper by GARBER has set forth „a nutrition-inhibition hypothesis of parasitism". His views are similar and somewhat broader than those presented in the balance hypothesis because he considers the effeccts of antibodies, phagocytes etc. Since these effects are not general to all host—parasite relationships and, where they occur, they are always superimposed upon a nutrition background, it seems reasonable to momentarily set them aside until a general view applicable to every parasitic relationship can be established. This is only a slight difference in methodological consideration therefore it does not detract from the basic similarity of the two hypotheses.

In its simplest form, the balance hypothesis can be presented graphically. See Fig. 1. The diffusible substances in a host that are potentially available to a parasite may be represented by the horizontal lines above H. Parasites that grow well on a combination of substances may be represented by P_1, P_2, and P_3. The horizontal spaces in the parasite diagrams represent the growth requirements of each of these parasites. The group names at the left apply to both the horizontal lines and spaces in all the diagrams.

Since the substances that promote growth of parasite P_1 are the same as those supplied by host H, the host will be susceptible to the parasite. Two of the simplest hypothetical cases of unsuccessful parasitism are represented by $H + P_2$ and $H + P_3$. Parasite P_2 is unsuccessful because it has an obligate requirement (r) which is not met by the potential host H. Parasite P_3 fails because the host produces an amino acid (a) which inhibits the parasite.

It is possible by analyses to secure facts so that the horizontal lines on the host diagram can be qualitatively and quantitatively characterized for a particular host. When this is completed, at least to a first approximation, nutrition experiments with parasites and potential parasites of the host will provide rather critical tests of the hypothesis.

REFERENCES

1. Lewis, Ralph W.: 1953. The balance hypothesis of parasitism. American Naturalist **37.** p. 273—281.
2. Snell, E. E.: 1949. Nutrition of microorganisms. Annual Review of Microbiology **3.** p. 97—120.
3. Garber, E. D.: 1956. A nutrition-inhibition hypothesis of pathogenecity. American Naturalist **40.** p. 183—194.

AUBRIETIA CROATICA SCH., NYM. ET KY. NEU FÜR DIE FLORA DER KARPATEN UND RUMÄNIENS

Von

T. Pócs und T. Simon

BOTANISCHE ABTEILUNG DES NATURWISSENSCHAFTLICHEN MUSEUMS, BUDAPEST UND SYSTEM-GEOBOTANISCHES INSTITUT DER L. EÖTVÖS UNIVERSITÄT, BUDAPEST

(Eingegangen am 3. September 1956)

Anlässlich unserer Exkursion in den Südkarpaten im Sommer 1956 fanden wir im Laufe unserer Sammlungen im Parînggebirge die für die Karpaten und zugleich auch für Rumänien neue *Aubrietia croatica* (Abb. 1).

Bei unseren vorherigen Literaturstudien hatten wir in der grossen geographischen Monographie von E. De Martonne über die Südkarpaten und die Walachei einen Hinweis gefunden, dass sich im östlichen Teil des vorwiegend aus Silikatgesteinen aufgebauten Parînggebirges, im Quellgebiet des Lotru, kristalline Kalksteinausbisse finden (De Martonne 1903). Angesichts des Umstandes, dass Angaben über Kalksteingebirgspflanzen aus dem Parînggebirge kaum bekannt sind, beschlossen wir, bei unserer Studienreise nach Rumänien auch dieses interessante Gebiet aufzusuchen. Die früheren Erforscher dieses Gebirges* waren wahrscheinlich nicht bis zum betreffenden Gebiet vorgedrungen.

Am 3. August rückten wir vom Parîng-Schutzhaus oberhalb von Petroșani aus und erreichten am Abend die östliche Seite des Coasta lui Rusu-Grates, wo wir in einer Höhe von 2000—2300 m ü. d. M. mit herrlicher, reicher Kalkalpenflora bedeckte Marmorfelswände[1] vorfanden (Tafel I, Bild 1,2).

Die zuoberst auf den Felsen gedeihenden *Festuca versicolor* Tausch.-Rasen und die senkrechten Felswände sind die Standorte zahlreicher Kalkalpenpflanzen. Die interessantesten sind: *Saxifraga luteo-viridis* Sch. et Ky., *Trifolium badium* Schreb., *Astragalus australis* (L.) Lam., *Oxytropis montana* (L.) DC. *ssp. carpatica* (Uechtr.) Hausskn., *Linum extraaxillare* Kit., *Bupleurum diversifolium* Roch., *Gentiana nivalis* L., *Alyssum repens* Baumg., *Helianthemum alpestre* (Jacq.) DC. f. *hirtum* (Koch) Pacher, *Primula longiflora* All., *Salix retusa* L. *ssp. kitaibeliana* Willd. usw. Unsere Angaben sind zum guten Teil neu für das Parînggebirge.

* Baumgarten, Barth, Bányai, Bogsch, Borbás, Borza, Bujorean, Csapody, Csató, Feichtinger, Győrffy, Iacobescu, Jávorka, Kárpáti, Kol, Knapp, Lojka, Nagy, Papp, Pawlowski, Pax, Perlaky, Péterfi, Pop, Reissenberger, Richter, Scheffer, Tuzson, Vajda, Zschacke.

[1] — und bei de Martonne als „Poliți" genannte —

Auf den ausgedehnten Kalksteingeröllhängen unterhalb der Felsen stellten wir eine typische geröllbindende Pflanzengesellschaft, die *Delphinium pubicaule*-Assoziation fest (Tafel II, Bild 1). In dieser Assoziation fanden wir *Aubrietia croatica* Sch., Nym. et Ky., die bisher bloss aus dem Westbalkan und den Südostalpen bekannt war (WETTSTEIN 1892 : 21, 26, BECK 1903 : 268—269, HAYEK 1927 : 410, DEGEN 1937 : 170—171 usw.). Ein interessantes

Abb. 1. Aubrietia croatica Sch., Nym. et Ky.

Element der Geröllvegetation ist noch *Geranium coerulatum* Schur, eine Art aus dem Westbalkan, die in den Karpaten bisher nur vom Bucegi und Königstein bekannt war, sowie die auf dem Geröll assoziationsbildende Art *Delphinium elatum* L. *ssp. intermedium* (Sol.) Fleisch. et Lind. *var. pubicaule* Borb. Auch die jetzt gefundene *Saussurea alpina* (L.) DC. *f. sub-borbásii* Nyár. wird von NYÁRÁDY aus den Ost- und Südkarpaten nicht erwähnt (NYÁRÁDY 1940).

Die Assoziationsverhältnisse von *Aubrietia croatica* gehen aus der nachstehenden zönologischen Tabelle hervor (Tabelle I).

Delphinium elatum ssp. intermedium var. pubicaule ass., 5 Aufnahmen, Zeitpunkt der Aufnahmen : 3—4. August 1956. Ort : Parînggebirge, Geröllhänge unterhalb der Kalksteinfelswand der Ostseite (Valea Găuri) des Coasta lui Rusu-Grates. Grösse der Probefläche in jedem einzelnen Fall : 100 m^2.

Tafel I

Bild 1. Parînggebirge : Coasta lui Rusu-Grat von Osten. Der zwischen die Gneis- und Serpentinschichten eingekeilte, waagerechte Kalksteinausbiss ist gut sichtbar. Photo : T. Pócs

Bild 2. Das Nordende der grossen Kalksteinfelswand (Poliţi). Das unterhalb der Felswand befindliche Geröll wird vom *Delphinietum* gebunden. Im Vordergrund, um unser Zelt, *Nardetum alpinum.* Photo : T. Pócs

Tafel II

Bild 1. Delphinium pubicaule ass. auf dem Geröll. Photo : T. SIMON

Bild 2. Aubrietia croatica Sch., Nym et Ky. Photo : T. SIMON

Tabelle I

Aufnahmen	1	2	3	4	5		
Höhe ü. d. M.	2165	2130	2130	2080	2080	m	
Exposition	E	SE	SE	E	E		
Neigungswinkel	40°	45°	45°	35°	35°		
Deckungswert der Krautschicht	10—20	20	20	20	10	%	
Höhe der Krautschicht	10—50	5—40	5—40	10—60	10—60	cm	
						A—D	K
Delphinium pubicaule	2	1—2	2	2	2	1—2	V
Cystopteris filix-fragilis	—	+	+	—	—	+	II
Aconitum tauricum	+—1	+	1	+	+	+—1	V
Rhodiola rosea	+	—	—	+	+	+	III
Sedum atratum	—	+	+	—	—	+	II
Saxifraga aizoides	+	+	—	1	+	+—1	IV
Seseli libanotis v. humilis	—	+	+	—	+	+	III
Galium anisophyllum	+—1	+	+—1	+	1	+—1	V
Geranium coerulatum	+	—	—	+—1	—	+—1	II
Satureja alpina	+	+	+	—	—	+	III
Scrophularia scopolii	+	+	+	+	—	+	IV
Biscutella alpestris	—	+	+	—	—	+	II
Arabis alpina	+	+	+—1	+—1	+	+—1	V
Aubrietia croatica	(1)	+	—	+	—	+—1	III
Alyssum repens	+	—	+	—	—	+	II
Viola biflora	—	+	—	+	+	+	III
Campanula napuligera	+	+	+	—	—	+	III
Campanula polymorpha	+	+	—	—	—	+	II
Cerastium arvense ssp. calcicolum	+	+—1	+—1	1	1	+—1	V
Heliosperma quadrifidum	+—1	+	+	+	+	+—1	V
Urtica dioica	—	+	+	+	1	+—1	IV
Poa alpina et f. *vivipara*	—	+	+	—	—	+	II
Poa minor f. *pseudopendula*	—	+	+	—	—	+	II
Deckungswert der Moosschicht	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	%	
Preissia quadrata	+	+	—	+	—	+	III

Acc.: *Ligusticum mutellinum*, *Galium erectum*, *Valeriana officinalis* s. l., *Thymus pulcherrimus*, *Euphrasia salisburgensis* f. *carpatica*, *Saussurea alpina* f. *sub-borbásii*, *Taraxacum officinale ssp. alpinum*, *Salix retusa* ssp. *kitaibeliana*, *Syntrichia norvegica*, *Pseudoleskea radicosa*, *Tortella inclinata*.

HORVAT beschreibt als Standort von *Aubrietia* die *Aubrietia croatica ass.* vom Triglav (HORVAT 1930 : 197), die aber in ihrer Artenzusammensetzung und

ihrer Physiognomie wesentlich von der von uns gefundenen Pflanzengesellschaft abweicht.

Im obigen veröffentlichten wir nur unsere interessanteren Angaben, das gesamte von uns gesammelte Material steht noch unter Aufarbeitung.

Schliesslich danken wir Prof. Dr. S. JÁVORKA und Prof. Dr. R. Soó für ihre Ratschläge und für die Überlassung der Literatur.

LITERATUR

1. BECK, G.: (1903) Flora Bosne, Hercegovine i Novopazarskog Sandžaka, Sarajevo.
2. DÉGEN, Á.: (1937) Flora Velebitica II. Budapest.
3. HAYEK, A.: (1927) Prodromus Florae peninsulae Balcanicae. Dahlem bei Berlin.
4. GRECESCU, D.: (1898) Conspectul Florei României. Bucureşti.
5. GRECESCU, D.: (1909) Suplement la Conspectul Florei României. Bucureşti.
6. HORVAT, I.: (1930) Vegetacijske studije o Hrvatskim Planinama II. Bullet. intern. de l'Acad. yougoslave. Class. d. sc. math. et nat. **24.** S. 147—206.
7. JÁVORKA, S.: (1924) Magyar Flóra (Ungarische Flora. Nur ungar.) I—II, Budapest.
8. DE MARTONNE, E.: (1902) La Valachie. Paris.
9. NYÁRÁDY, E. J.: (1940) Die Gruppe der *Saussurea alpina* und *lapatifolia* in den Karpathen. Verhandl. u. Mitt. d. siebenbürg. Ver. f. Naturw. in Hermannstadt, **89/90**, S. 231—241.
10. PAWLOWSKI, B.: (1934) Studien über mitteleuropäische Delphinien aus der sogenannten Sektion Elatopsis I—V. Bullet. de l'Acad. pol. d. sc. et d. lettr. Cl. d. sc. math. et nat. Serie B : Sc. nat. (I.) 1933, S. 29—81, 91—181.
11. PRODAN, J.: (1939) Flora pentru determinarea şi decrierea plantelor ce cresc in România. I—II. Cluj.
12. SĂVULESCU, T.: (1956) Flora Republicii Populare Romîne III. Bucureşti.
13. SIMONKAI, L.: (1886) Erdély edényes flórájának helyesbített foglalata. (Berichtigte Fassung der Flora Siebenbürgens. Nur ungar.) Budapest.
14. SOÓ, R.: (1942) Kritikai megjegyzések és újabb adatok a Székelyföld flórájához. (Kritische Bemerkungen und neue Angaben zur Flora des Széklerlandes. Nur ungar.) Scripta Bot. Mus. Transs. **1.** S. 38—52.
15. SOÓ, R.: (1945) Növényföldrajz. (Pflanzengeographie. Nur ungar.) Budapest.
16. SOÓ, R.—JÁVORKA, S.: (1951) A magyar növényvilág kézikönyve. (Handbuch der ungarischen Pflanzenwelt. Nur ungar.) I—II. Budapest.
17. TUZSON, J.: (1934) A Déli Kárpátok növényföldrajzi tagolódása. (Die pflanzengeographische Gliederung der Südkarpaten. Nur ungar.) Index Horti Bot.
18. WETTSTEIN, R.: (1892) Beitrag zur Flora Albaniens. Bearbeitung der von J. Dörfler im Jahre 1890 im Gebiete des Šar-Dagh gesammelten Pflanzen. Bibliotheca Botanica, Heft 26. Lief. 1—3.

LECITHIN SYNTHESIS IN DEHYDRATING SEEDS

By

B. Pozsár

REDACTION OF THE HUNGARIAN ENCYCLOPAEDIA, BUDAPEST

(Received August 4, 1956)

In the course of the dehydration occurring during ripening and after-ripening, lecithin synthesis is equally intense in oleiferous seeds and in seeds containing starch. The lecithin content increases gradually right from the outset of the anabiotic dehydration and doubles until the completion of after-ripening. In the seeds of *Helianthus annuus* L. the lecithin content increases from 0,42 per cent to 0,86 per cent, while in the seeds of *Phaseolus vulgaris* L. containing starch it augments from 0,16 to 0,28 per cent. Lecithin synthesis can also be demonstrated in the practically air-dry seeds (besides a water content of about 5—10%). At the outset of the lecithin synthesis taking place during after-ripening, the amount of free choline decreases below the limit of demonstrability.

On the basis of our experiments lipoids are attributed foremost significance in the stabilisation of the starch content of seeds in the anhydrobiotic stage, and, accordingly, in assuring the reversibility of gelification during dehydration.

Introduction

In our earlier investigations [4, 5] we have come to the conclusion that the lecithin content in ripe oleiferous seeds *(Cucurbita pepo* L.) is significantly high (0,8%). Jakobey has observed the same in the case of the poppy (0,63%). At the germination of the seeds of *Cucurbita pepo* we have observed that at the time of the growth of the radicle for a short time the lecithin content markedly declines and subsequently, one or two days later it surpasses the earlier level [5]. Simultaneously with the decomposition of the lecithin the intensity of phosphate metabolism increases, whence the conclusion may be drawn that there exists a connection between phosphate and lipoid metabolisms.

Our experimental data called our attention to the necessity of studying the lipoid metabolism of seeds during ripening and after-ripening. Our experiments were not extended to the verification of the fact that lecithin does not occur in seeds in a uniformly distributed state, but, similarly to the water

content, it presumably occurs in a higher percentage in the embryo than in the seed leaves. We have investigated the lecithin and free choline content in certain developmental stages of ripening and after-ripening in both oleiferous seeds and seeds containing starch. Aiming at the general characterisation of the trend and rate of lipoid metabolism, we considered that it is important to compare seeds having different metabolisms.

Experimental material and methods

We have examined lecithin synthesis in the oleiferous seed of *Helianthus annuus* L. and in the seeds containing starch of *Phaseolus vulgaris* L. The lecithin content was determined by means of the quantitative measurement of the bonded choline and phosphate. The lecithin-phosphate was measured with the method of KRAINICK [9] in the photometric way, while the bonded and free choline were determined with the method of KLEIN [7]. The lecithin-content was computed on the basis of the bonded choline and of the lecithin-phosphate and was represented in one single datum in terms of the dry-matter. In addition to the values represented in Figs 1 and 2 the divergences of the measurements and the characteristic fluctuations of the biological matter were likewise indicated indiscriminately. To characterise the rate of the lecithin synthesis the water content of seeds was also given, so as to make the parallelism of dehydration and lipoid metabolism perceptible.

Experimental results

In oleiferous seeds and in seeds containing starch, lecithin synthesis is equally demonstrable in the ripening and after-ripening stages (Figs 1 and 2). It is very striking that simultaneously with dehydration the amount of lecithin increases, and reaches its culminating point in the course of after-ripening in the air-dry seeds (containing 5 to 10 per cent water). The amount of lecithin in the oleiferous seeds of *Helianthus annuus* increased, compared with the beginning of dehydration, from 0,42 to 0,86 per cent, while in the seeds containing starch of *Phaseolus vulgaris* L. it increased from 0,16 to 0,28 per cent. From the beginning of dehydration until the anhydrobiotic stage, the lecithin content doubled. The trend and the rate of lipoid metabolism are the same both in oleiferous and in amylaceous seeds, there is no essential difference in the rate of the synthesis either, a difference being observable in the absolute amount of lecithin only. In the initial stage of after-ripening the free choline level decreases below the level of demonstrability, while at the same time no break can be demonstrated in the lecithin synthesis. It may be supposed that the choline synthesis is not hampered either in the dehydrating seeds.

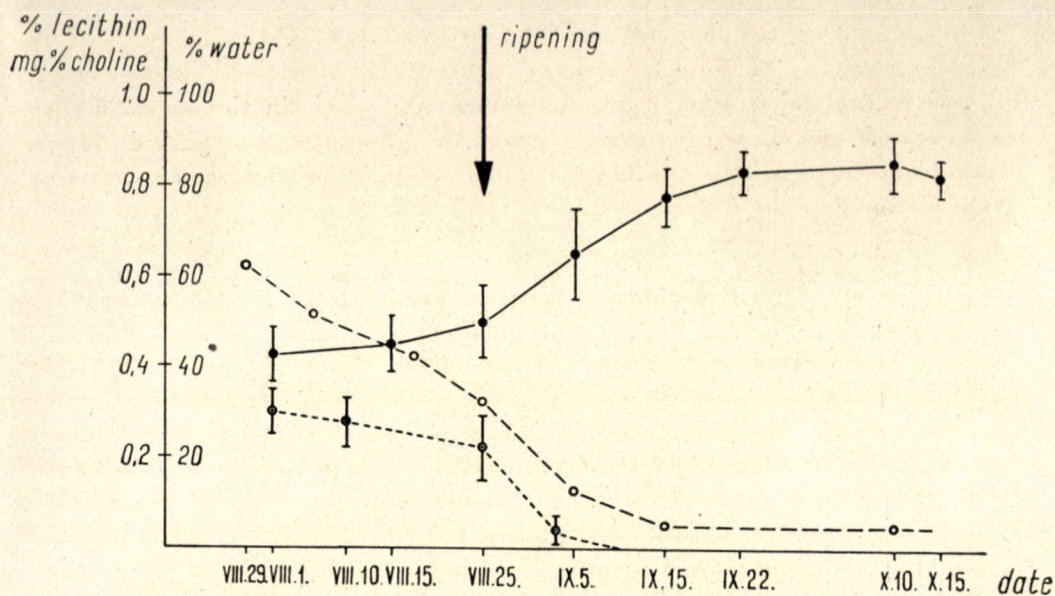



Fig. 1. Lecithin (marked — — ● — —), free choline (marked . . . . o . . . .) and water (marked —o—) content of the seeds of *Helianthus annuus* L. in the course of ripening and after-ripening

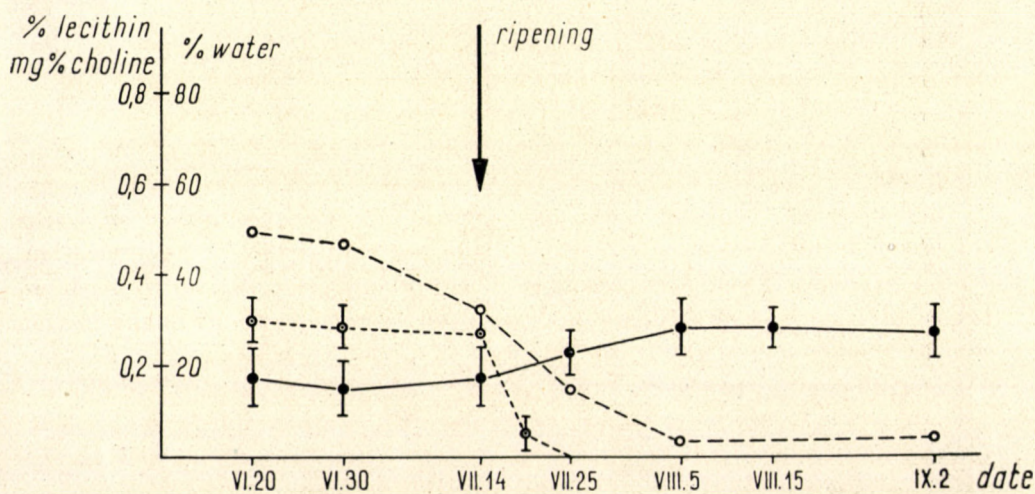



Fig. 2. Lecithin (marked —●—), free choline (marked . . . o . . .) and water (marked — —o— —) content of the seeds of *Phaseolus vulgaris* L. in the course of ripening and after-ripening

Evaluation of experimental data

BÜNNING [1] ascribes a great importance to lipoids in the ultrastructure of hydrated cells. In our opinion the lipoids and the lipoid-impregnated protein films play an important part in the stabilisation of the dehydrated proteins of seeds in the anhydrobiotic state, as well as in their reversible gelification. It seems very likely that lecithin plays a decisive role in the reversible solification of proteins. This concept explains partially the concordant rate of lecithin

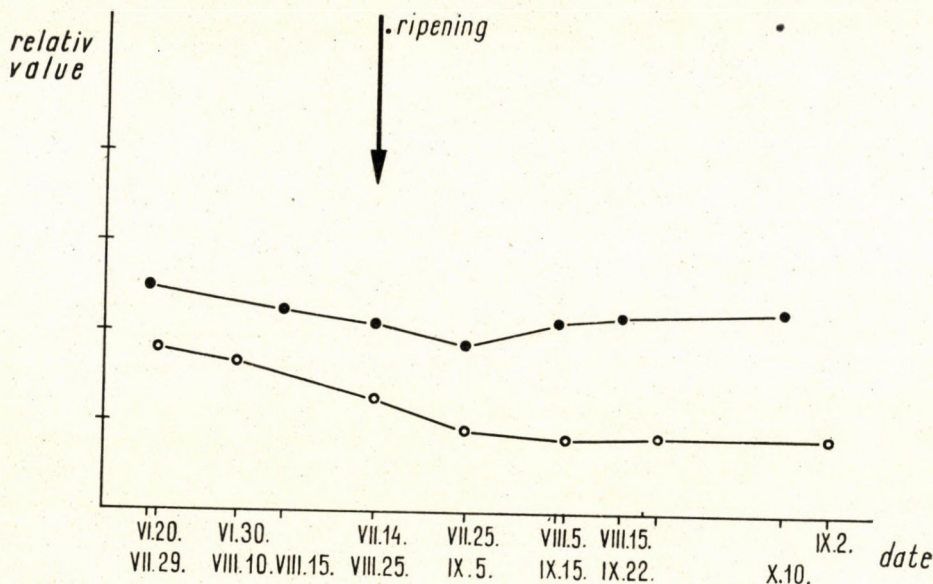



Fig. 3. Differential graph of the lecithin content and of dehydration
—●—●—●—●— *Helianthus*, —o—o—o— *Phaseolus*

synthesis in the ripening and after-ripening states of oleiferous seeds and seeds containing starch.

Lecithin synthesis increases in oleiferous seeds and seeds containing starch equally in the course of ripening and after-ripening. The dehydration of seeds during ripening does not effect lecithin synthesis. It is very striking that in the course of after-ripening the lecithin content increases further, even when the tissues approximate the air-dry state, i. e. when their water content decreases below 10 per cent.

In order to characterize the two ripening processes whose metabolism is different, the grade of dehydration expressed in per cent, as well as the hundredfold of the data representing the lecithin content, were compared with a differential graph (Fig. 3). That part of the differential graph which shows a downward trend at the beginning, represents the dehydration of the

tissues. The trend of the curves shows a break in consequence of the dehydration which is brought to an end immediately ripening. It is characteristic that the lecithin biosynthesis — taking place during after-ripening — of the seeds of *Helianthus*, shows an increasing trend after dehydration, whereas the doubling of the lecithin content of *Phaseolus* takes place before dehydration is completed.

During lecithin synthesis, the amount of free choline dwindles off simultaneously with dehydration. This would seem to suggest, on the one hand, that the biosynthesis of the free choline goes on during dehydration and the ammonium base which came into being is used up directly in lecithin synthesis ; on the other hand, the possibility, or rather probability exists that a certain amount of choline is so intensely absorbed to compounds of acidic character (glycerylphosphate?) that at the isolation of the free choline it cannot be demonstrated quantitatively.

According to the data of DUCET [3], POPJÁK and MUIR [10] in connection with lecithin biosynthesis, glycerylphosphate (of hydrophilous character) should be considered as the precursor, altough the experiments of SPINKA, LEE and O'NEIL [11] carried out with P^{32} have shown that the glycerylphosphate is not built directly into the lecithin molecule. The respiratory processes are connected with the synthetizing processes of lipoid metabolism through the phosphate metabolism, as it is also proved by the data and concept of KLEIN and LIPMANN [8]. The fatty acids (oleic acid) of liophil character are connected with the glycerophosphorylcholine through lipase activity. On the strength of the experiments of CALABRESE [2] it is well-known that during the ripening processes of seeds lipase activity is strikingly high.

Conclusions

1. Lecithin synthesis can be demonstrated in oleiferous as well as in starch containing seeds in the course of the ripening and after-ripening.

2. The quantitative increase of the lecithin is perceptible even in dehydrated seeds in practically air-dry state (with a water content of 5—10%).

3. Simultaneously with dehydration the free choline level dwindles away although the lecithin synthesis goes on.

LITERATURE

1. BÜNNING, E.: 1953. Entwicklungs- und Bewegungsphysiologie der Pflanze. Springer, Berlin.
2. CALABRESE, A. M.: 1954. Sull'attivitá della lipasi del *Ricinus communis* in particolari condizioni sperimentali. Nota II. Variazioni di attivitá durante il ciclo di maturazione del seme. Ricerca Sci. **24.** p. 1016—1020.
3. DUCET, G.: 1954. Synthèse et dégradation des substances choliniques végétales. C. r. Acad. Sci. **227.** p. 871—872.

4. GIMESI, N. I. — FRENYÓ, V. — MARÓTI, M. — POZSÁR, B. I.: 1952. Études sur la physiologie de la germination de la graine du tabac. Acta Biol. Hung. **3**, p. 419—441.
5. GIMESI, N. I. — POZSÁR, B. I.: 1957. Physiological effect of heat stimulus on the germination of light- and dark-sensitive seeds. Acta Biol. Hung., **7**. p. 135—151.
6. JAKOBEY, I.: 1949. A mák mint lecithinforrás. (Poppy as a source of lecithin). Agrártud., **1**, p. 45—46. (in Hungarian).
7. KLEIN, G.: 1933. Handbuch der Pflanzenanalyse. Springer, Wien.
8. KLEIN, H. P. — LIPMANN, F.: 1953. The relationship of coenzyme A to lipide synthesis. I. Experiments with yeast. J. of Biol. Chem., **203**, p. 95—99.
9. KRAINICK-method in ZEISS, C.: 1950. Klinische Kolorimetrie mit dem Pulfrich-Photometer. Fischer, Jena.
10. POPJÁK, G. — MUIR, H.: 1950. In search of phospholipid precursor. Biochem. Jour., **46**, p. 103—113.
11. SPINKS, J. W. T. — LEE, C. C. — O'NEIL, J. B.: 1949. The use of P^{32} labelled glycerophosphate in the study of yolk phospholipids. Canad. J. Res. Sect. B., p. 629—637.

CONSPECTUS DES GROUPEMENTS VÉGÉTAUX DANS LES BASSINS CARPATHIQUES

II. LES ASSOCIATIONS PSAMMOPHILES ET LEUR GÉNÉTIQUE

Par

R. Soó

MEMBRE ORDINAIRE DE L'ACADEMIE DES SCIENCES DE HONGRIE, INSTITUT BOTANIQUE DE L'UNIVERSITÉ DE BUDAPEST

(Reçu le 28 juillet 1956)

La revue critique des groupements végétaux des Bassins Carpathiques constitue la base nécessaire pour nos recherches futures de phytocénologie et phytogéographie pratique. Dans la première partie du Conspectus j'ai établi le programme et les principes de la série qui commence à être éditée. Cette revue se base sur la théorie des espèces caractéristiques, d'après les principes de l'école centre-européenne (Zurich-Montpellier), pareillement au Prodrome de Braun-Blanquet. Chaque partie de la série du Conspectus traitera des types de végétation d'une classe quelconque en particulier. Bien que la géobotanique hongroise suive, au fond, dans la systématique des associations végétales — quoique avec de nombreuses modifications — les principes et es méthodes de l'école centre-européenne, elle n'est pas d'un caractère statiquement descriptif seulement, mais aussi pragmatique (synécologique) et dynamique, et peut même être évaluée du point de vue de la areagéographie. Les efforts des géobotanistes hongrois, en recherchant intensivement les effets mutuels de la végétaition et du milieu, tendent à synthétiser les données de l'écologie, de la floristque, de la cénologie et de la génétique pour que l'agriculture et la sylviculture modernes puissent utiliser leurs résultats (cf. Soó 1954a). Un des domaines les plus vastes des recherches synécologiques (analyses du sol et du microclimat, recherches expérimentales sur les phénomènes d'adaptation), cénologiques et de phytogéographie appliquée est la végétation psammophile dont la revue systématique est le but de cette deuxième partie du Conspectus.*

La description des associations végétales psammophiles de la Plaine Hongroise par Kerner (1863), excellente à cette époque, appartenait aux premières études détaillées sur la végétation ; la description de la consolidation du sable est l'exemple classique des recherches sur la succession. Nous trouvons une description, c'est-à-dire des listes floristiques sur les «formations» de la végétation des steppes sablonneuses de la Plaine Hongroise chez plusieurs

* L'étude sur les tourbières à sphaignes et sur les marais transitoires de la Hongrie (Soó 1954b) a un sujet analogue, mais sa forme s'écarte de celle du Conspectus : elle est d'une part plus détaillée, d'autre part sa matière (associations analysées) est assez restreinte et sera amplifiée essentiellement par les recherches plus récentes.

auteurs (BORBÁS, RAPAICS, TUZSON, WAGNER et d'autres). Le premier tableau cénologique des steppes sablonneuses basophiles du territoire situé entre le Danube et la Tisza — sur la base de mes propres relevés et ceux de MAGYAR — sans compter l'analyse unique incomplète de RAPAICS — a paru dans les études de Soó (1929—1930). Elle fut suivie par des études de pionnier de MAGYAR sur les bases phytocénologiques du reboisement du sable, ainsi que sur les zonations et la composition spécifique de la végétation des divers types de dunes, sur les rapports entre le niveau hydrostatique et les associations, avec plusieurs listes contractées d'associations (1933) ; ensuite par la monographie de HARGITAI (1940) contenant l'analyse plus détaillée et la caractéristique des groupements végétaux de Nagykőrös. Ce dernier travail suit déjà la classification adoptée dans l'étude de Soó (1939) sur les associations des steppes sablonneuses acidophiles de la Nyírség. Ce sont KLIKA (1934) et BOJKO (1934) respectivement qui font des recherches sur les associations des dunes et des pâturages secs sablonneux, aux bordures de la flore pannonienne, ainsi sur la plaine de la Morava* et aux environs du lac Fertő. Dans son étude intitulée «Vergangenheit und Gegenwart der pannonischen Flora und Vegetation» (1940), Soó tente d'établir la taxonomie des associations connues jusqu'alors. Les détails écologiques et cénologiques sont approfondis par les études plus récentes. Les changements d'aspect des pelouses steppiques basophiles du pays entre le Danube et la Tisza, puis les conditions d'hivernage sont étudiés par I. KÁRPÁTI et Mme VERA KÁRPÁTI (1954—55), d'autres décrivent de nouveaux types de végétation de l'île de Szentendre (ZSOLT 1943) et de Rákosmező (PÓCS 1954). Soó donne un tableau en partie modifié sur la végétation de Bátorliget dans la Nyírség (1954—1955a), BORHIDI rend compte des associations variées de la Petite Plaine et du Somogy-Intérieur (1956), SOKLIĆ expose la végétation de la plaine du fleuve Dráva en Croatie. Les analyses de ŠMARDA (1953) et de KRIPPEL (1954—55) fournissent un tableau complémentaire sur certaines associations de la plaine Morvamező et de la partie de la Petite Plaine située en Slovaquie. C'est à KNAPP que nous devons quelques relevés des pelouses sablonneuses du Bassin de Vienne (1944). WENDELBERGER (1954) tente de revaloriser, pas tout à fait à la satisfaction, les relevées de BOJKO (cf. mes remarques faites à ce sujet déjà en 1940. p. 33.). Les associations végétales de la steppe de sable de Deliblát ont été étudiées avec précision par STJEPANOVIĆ-VESELIČIĆ (1953). Le rôle indicatif des groupements psammophiles concernant le sol est étudié par le Prof. FEHÉR (1935), sur la base de la teneur en phosphore et en potassium, le teneur totale en azote, et de l'azote compris dans les nitrates, de l'humus et de la chaux, puis il examine également l'activité microbiologique des sols sableux et sa périodicité (1929—30), ainsi que la circulation biologique du P et K etc., et leurs rapports avec le boisement.

* Plaine de la Morava = Morvamező = Marchfeld = Záhoria.

Au cours de l'élaboration systématique du groupe de la *Festuca vaginata*, Soó fait la revision moderne des associations psammophiles pannoniennes-subpontiennes (1955b). Ni ceci, ni le présent travail ne comprennent des forêts et des broussailles psammophiles. Ce sont en premier lieu les travaux de Soó (1937, 1943, 1954b—1955a) sur la végétation de la Nyírség, puis ceux de HARGITAI (1939), ZSOLT (1943), PÓCS (1954), STJEPANOVIĆ-VESELIČIĆ (1953) qui en rendent compte dans le sens de la géobotanique théorétique, tandis que du point de vue de la cénologie forestière pratique les travaux de BABOS (1955).*

Les pelouses ouvertes des steppes psammophiles constituent l'alliance *Festucion vaginatae* Soó (1929), que je sépare, à cette occasion, à l'intérieur de la classe de la végétation des sables *(Corynephoretea)*, comme la série continentale sud-est-est-européenne d'un caractère basophile-acidocline, des *Corynephoretalia* acidophile-basiclines de l'Europe nord-ouest, sous le nom de *Festucetalia vaginatae* Soó. Le *Festucion vaginatae* lui-même peut être divisé en deux sous-alliances, notamment 1. *Bromion tectorum* Soó, les associations des pelouses psammophiles primaires annuelles, *Brometum tectorum* comme «association principale», avec des espèces caractéristiques communes avec l'alliance des association de mauvaises herbes psammophiles *Tribulo-Eragrostion* Soó et Timár et à des pareilles conditions synécologiques. 2. *Festucion vaginatae* Soó s. str. (association principale du *Festucetum vaginatae* de KNAPP), les groupements des steppes psammophiles stabilisatrices avec deux association principales : le *Festucetum vaginatae* basophile et le *Festuceto-Corynephoretum* acidocline. Je considère les variantes géographiques de toutes celles-ci comme des associations s. str., ainsi que je l'ai fait dans mes travaux antérieurs (cf. les variantes carpatho-pannoniennes du *Fagetum silvaticae*, Soó 1934, 1947). Les associations prises dans ce sens-la et séparées sur la base d'espèces caractéristiques des provinces ou districts floristiques comme des espèces différentielles, sont en tout cas plus étendues que les petites associations trop locales de KNAPP.

Les pelouses de sable continues, comme steppes de placores, ainsi que les associations pareilles des steppes des pentes sont à ranger, sur la base synécologique, floristique et génétique, dans l'alliance à *Festucion sulcatae* Soó (1929) 1940 *(F. valesiacae* Klika 1929—1931 pro parte), qui fait partie des *Festucetalia (valesiacae-sulcatae)* Soó 1940, Br.-Bl. et Tx. 1943, grand ordre oriental-continental de la classe des pelouses sèches *Festuco-Brometea*. Deux associations principales y appartenant sont : 1° la prairie des steppes sablonneuses : *Astragalo-Festucetum sulcatae* (c'est un nom nouveau au lieu du nom incertain *Festucetum sulcatae hungaricum)* et 2° le pacage sablonneux sec : *Potentillo-Festucetum pseudovinae*. La pelouse steppique à hautes herbes, *Chrysopogonetum*, comme

* Nous ne traitons pas les associations psammophiles des mauvaises herbes non plus, dont la dissertation de TIMÁR, parue dans le même volume des Acta Botanica, donne un tableau clair. Étant donné que l'étude de ROLLER et de ses collaborateurs (1956), laquelle n'a cependant pas apporté cénologiquement de neuf, a paru après la fermeture du manuscrit, ses résultats ne pouvaient déjà pas être insérés dans les tables prètes.

aussi les peuplements de la rare *Festuca stricta* var. *hungarica* ne peuvent être considérés que des consociations de la précédente. D'ailleurs, à l'intérieur de la plupart des associations, on peut distinguer, sur la base des différences écologiques (en premier lieu sur celle de l'hydratation) resp. des conditions de dominance et des divergences qualitatives (espèces différentielles) — plusieurs sous-associations, resp. facies. Celles-ci sont d'une importance décisive — par suite de leur nature indicatrice concernant le sol — pour juger les possibilités et les maières du boisement du sable, comme il a été indiqué premièrement par MAGYAR (1933), plus récemment par BABOS et ROLLER (1954—1955).

Le *Festucetum vaginatae* peut être divisé en trois associations géographiques notamment de la façon suivante : *F. vag. arrabonicum* de la Petite Plaine, comprenait les steppes sablonneuses basophiles transdanubiennes ; *F. vag. danubiale* de la région danubienne — y compris les peuplements de la moitié orientale de la Petite Plaine et ceux du rivage du lac Balaton, ainsi que les pelouses steppiques du pays situé entre le Danube et la Tisza ; finalement *F. vag. deliblaticum* du Banat, sur la steppe de sable de Deliblát. Leurs variantes écologiques ont été déjà distinguées pour la plupart par MAGYAR, comme des sous-associations ; nous considérons la saulaie à *Salix rosmarinifolia* des dépressions des dunes aussi comme une sous-association (voir notre revue page 52.). Nous ne connaissons pas encore de plus près la composition quantitative du *Festucetum vaginatae* de la Roumanie (Oltenia, Dobrogea) ; celui de la Bulgarie je l'ai décrit (Soó 1955. p. 208.) sous le nom de *F. vag. bulgaricum* = association à *F. vaginata-Lepidotrichum uechtritzianum.*

Même l'association à *Festuca vaginata-Corynephorus canescens* peut être divisée d'une manière analogue plusieurs variantes géographiques et associations, ainsi le *Festuco-Corynephoretum moravicum* de la plaine Morvamező (ce sont les associations à *Festuca vaginata-Dianthus serotinus* de KLIKA, resp. à *Festuca dominii-Dianthus serotinus* et *Corynephorus canescens-Thymus angustifolius* de KRIPPEL), en outre *F.-C. arrabonicum* de la Petite Plaine et du Sud du département de Somogy (lequel ne peut probablement pas être séparé du *F.-C. croaticum*, décrit par SOKLIČ, du pays situé le long du fleuve Drave), *F.-C. danubiale* du pays entre le Danube et la Tisza, enfin *F.-C. tibiscense* de la Nyírség. Das variantes écologiques n'ont pas été distinguées.

La prairie psammophile *(Astragalo-Festucetum sulcatae)* ne comprend que trois associations sur la base de leurs espèces caractéristiques et différentielles. Les relevés effectués dans le Bassin de Vienne, dans la Petite Plaine et au pays entre le Danube et la Tisza sont suffisamment en accord *(A.-F. danubiale) ;* celles de la Nyírség peuvent être séparées sous le nom de *A.-F. tibiscense.**

* L'absence des espèces d'*Astragalus* et la présence de *Veronica incana*, *Rhinanthus borbásii* (certainement au pays entre le Danube et la Tisza aussi) et *Pulsatilla hungarica* y est caractéristique.

Les peuplements de Deliblát se séparent d'une façon tranchante *(A.-F. deliblaticum : Koelerieto-Festucetum wagneri* Stjep.-Vesel.). La consociation à *Chrysopogon* est connue dans toutes les trois associations, mais elle ne peut pas être séparée cénologiquement de l'*A.-F.* Tout au plus l'apparition des éléments acidoclines pourrait marquer une divergence au point de vue écologique, mais *Corynephorus* y fait défaut, les éléments des *Corynephoretalia* se présentent de la même façon dans la Petite Plaine, au pays entre le Danube et la Tisza et dans la Nyírség. Par contre, la consociation à *Festuca stricta* var. *hungarica* déjà mentionnée et la brousse au genévrier en train de boisement, *A.-F. juniperetosum* peuvent être séparées.

Nous avons relativement peu de relevés concernant les pelouses secondaires du pacage sablonneux steppique, sauf celles de la contrée du lac Fertő. Il semble que les peuplements de Nyírség non plus ne se séparent nettement des peuplements plus occidentaux, et c'est seulement le *Potentillo-Festucetum pseudovinae* de Deliblát qui peut être considéré comme une variante géographique.

Les peuplements du *Cynodontetum* et *Calamagrostidetum epigeios* décrits par des auteurs différents ne sont pas des associations indépendantes. La dominance de *Cynodon* est fréquente aussi bien dans les pelouses stabilisatrices primaires (association à *Cynodon dactylon* de Magyar, *Brometum tectorum cynodontetosum)*, qu'aux pâturages sablonneux *(Cynodontetum* de Bojko p. max. p., *Potentillo-Festucetum cynodontetosum).* Les peuplements à *Calamagrostis epigeios* caractéristiques des territoires de défrichage des forêts psammophiles peuvent paraître aussi bien sur les dunes de sable ouvertes *(Calamagrostidetum* de Hargitai = *F. vag. danubiale calamagrostetosum)*, qu'aux prairies continues sablonneuses (association à *Calamagrostis* de Magyar = *Astragalo-Festucetum sulcatae calamagrostetosum).*

Les bosquets à peupliers-genévriers *(Junipereto-Populetum albae* (Zólyomi 1935) sont des sous-associations du *Festucetum vaginatae* ou de *l'Astragalo-Festucetum sulcatae*, ou bien des associations limitrophes des chênaies psammophiles.

Elles peuvent être, dans tous les deux cas, naturelles — comme des stades de succession du boisement (cf. Soó 1929) ou bien secondaires — comme des phases de la dégradation.

Borhidi (1956) traite les plantation de *Pinus nigra* concernant leur cénologie comme des consociations culturelles des différentes pelouses steppiques sablonneuses naturelles — je m'en réfère à son étude approfondie ; pareillement nos mauvais bois d'acacias («les cimetières d'acacias» de Babos) peuvent être considérés comme tels, tandis que les bois d'acacias ombreux constituent déjà une association de composition spécifique qualitativement différente *(Robinio-Brometum sterilis*, avec de nombreux types, resp. sous-associations), dont la dissertation de F. Tuskó (inédite) nous rend compte.

Il est à supposer que les forêts à pins et bouleaux et les steppes froides de la période postglaciaire précoce (IV) sont remplacées dans la période xérotherme du noisetier (V) sur les sables de l'Alföld, par des prairies steppiques de *Festuca-Stipa* à hautes herbes, par des broussailles, aux dépressions et aux endroits où l'eau souterraine était plus haute par des bois de frênes (les bords de la vallée du Danube et de la Tisza sont recouverts même aujourd'hui, comme par exemple dans la région dite «turján» d'Ócsa—Dabas, par des bois marécageux et hygrophiles). Ceci peut être comparé à l'arrangement des zones de végétation en Sibérie où le taïga et la steppe herbeuse se touchent (ALÉHINE, SOCZAWA). Plus tard, dans la période de chênaies mixtes plus humides, le tableau de la steppe boisée commence à se développer ; la chênaie steppique plus ouverte *(Querceto-Festucetum*)*, puis la chênaie ombreuse à muguets *(Querceto-Convallarietum**)* deviennent dominantes.

Comme dans la Montagne Moyenne, en premier lieu la forêt-brousse carstique *(Querceto-Cotinetum)*, ainsi dans la Grande Plaine le *Querceto-Festucetum* interrompu par des pelouses steppiques sont aujourd'hui les représentants des steppes boisées. Dans la période du hêtre, plus froîde et plus humide, ce sont peut-être, les dos de loess exceptés, les marais, les marécages, les chênaies à charmes *(Querceto-Carpinetum hungaricum* Soó (1943) = *Querceto robori-Carpinetum hungaricum* Soó nom. nov.) qui recouvraient la Grande Plaine. Il n'en restent, aujourd'hui déjà, sur le sable du pays situé entre le Danube et la Tisza et dans la Nyírség que peu de vestiges ; ils sont plus répandus dans la partie septentrionale de l'Alföld. Les espèces survivantes de caractère montagnard de l'époque du hêtre sont aujourd'hui répandues aux chênaies à charmes, aux chênaies à muguets, mais surtout aux bois hygrophiles de frênes, ormes et chênes *(Querceto-Ulmetum* [Issler 1926***] *hungaricum* Soó 1955). Ainsi les espèces de la chênaie steppique et des steppes boisées sont les restes de l'époque postglaciaire chaude, de la période atlantique (VI—VII, chênaie mixte), tandis que la chênaie à charmes, resp. les éléments forestiers montagnards les survivants de l'époque subboréale-subatlantique (VIII—IX, époque du hêtre I—II).

Déjà KERNER a reconnu les grands territoires sablonneux de la Grande Plaine comme une région boisée («Kecskeméter» et «Debreciner Landhöhe»),

* *Querceto-Festucetum sulcatae* Soó (1950) Syn. : *Quercetum roboris stepposum* vel *festucetosum* Soó 1934, 1937, 1943, ses variantes géographiques : *Qu.-F. arrabonicum, danubiale* et *tibiscenses* Soó (1934) 1940. Sur la terre alcaline: *Querceto-Festucetum festucetosum pseudovinae* Soó (1934) 1950 (syn. : *Quercetum roboris tibiscense* Máthé 1933).

** *Querceto-Convallarietum* Soó 1950 (Syn. : *Quercetum roboris umbrosum* vel *convallarietosum* Soó 1934, 1937, 1943. *Qu.-r. tiliosum argenteae* Soó 1943). Ses variantes géographiques : *Qu.-C. danubiale* Soó (1934, sol. nom.) 1950 et *Qu.-C. tibiscense* Soó (1934) 1950.

*** Syn.: *Querceto-Fraxinetum* Zólyomi 1934, Máthé 1936, *Fraxineto-Ulmetum* Soó 1937, *Ulmeto-Fraxineto-Roboretum* Issler 1936, Zólyomi 1937, Zsolt 1943, *Querceto-Fraxineto-Ulmetum* Soó 1940, 1943, Balázs 1943, *Ficario-Ulmetum* Knapp 1942, *Fraxino-Ulmetum* (Tx. ap Lohm. 52) Oberdorfer 1953.

lesquels, selon lui, pénètrent jusqu'au territoire steppique nommé par lui Alföld véritable («Tiefland»). Les bois psammophiles de pins et de chênes pédonculés s'étendent, même dans l'Union Soviétique, jusqu'à la zone climatique des steppes herbeuses, parce que les sols sablonneux sont pour l'arboriculture plus favorables, étant donné que pendant la saison sèche ils gardent dans une plus grande profondeur plus d'humidité que les sols denses argileux et glaiseux. Après la disparution des forêts dans les temps historiques, se sont développées des plaines à sable mouvant et des broussailles dégradées à peupliers et à genévriers, ainsi que dans les dépressions des dunes devenues marécageuses par la montée de l'eau souterraine causée par la dévastation des forêts, des prairies marécageuses (*Agrosteto-Molinietum danubiale* Soó nom. nov.*) ou bien des terres sodiques dites solontchaque. Pour les changements du paysage et de la végétation pendant les temps historiques, particulièrement pour ceux des derniers siècles, je renvoie à mes travaux antérieurs (1926—1944) et aux auteurs qui y sont cités (particulièrement BERNÁTSKY, BORBÁS, RAPAICS, KAÁN, SZEKFŰ et HANKÓ). La course principale de la succession naturelle sur le sable est actuellement la suivante : *Brometum tectorum* > *Festucetum vaginatae* (ou *Festuceto-Corynephoretum* > *Astragalo-Festucetum sulcatae* (incl. *Chrysopogonetum)* > *Junipereto-Populetum* > *Querceto-Festucetum*.

WENDELBERGER conteste depuis ces derniers temps (1954) que le climax de l'époque chaude médiale est une steppe boisée et non pas une steppe herbeuse. Moi aussi (depuis 1929), j'ai soutenu cette même opinion, après avoir indiqué la steppe herbeuse comme le type de végétation dominant de l'époque chaude précoce (boréale) (Soó 1929 : 331 ; 1940 : 6). Mais, d'après WENDELBERGER, la chênaie mixte a du remplacer immédiatement la steppe boisée de bouleaux et de pins. ZÓLYOMI aussi souligne nettement tant dans ses travaux antérieurs (1936, 1946) que dans sa récapitulation moderne (1952, 1953) l'existence de la steppe climatique dans la Grande Plaine à l'époque du noisetier. WENDELBERGER reprend l'idée des «Erhaltungszentren». Moi-même, j'ai déjà plusieurs fois indiqué (depuis 1926), que les dos de loess steppiques et les clairières steppiques sablonneuses des steppes boisées étaient les refuges de l'ancienne flore steppique et, dans les temps historiques, le réservoire pour son extension sur les steppes artificielles secondaires (cf. Soó 1929 : 336, 1940 : 7—8). WENDELBERGER divise le «Waldsteppenkomplex» des collines de la Basse-Autriche, collines limitrophes de la Petite Plaine de caractère pannonien, en trois parties : chênaie à chêne pubescent, la brousse à *Prunus fruticosa-nana (tenella)*, et l'association de bord, décrite sous le nom de «*Dictamno-Geranietum*».

La steppe boisée peut être considérée comme un paysage (p. e. la zone des steppes boisées de l'Union Soviétique) ou bien comme un type de végétation,

* Ass. a *Agrostis alba* et *Molinia coerulea* Magyar 1933 non aliorum : Stjep.-Vesel. 1953, Ass. a *Molinia coerulea-Salix rosmarinifolia* Soó 1933.

une formation resp. un complexe d'associations. La zone des steppes boisées des versants de la Montagne Moyenne Hongroise comprend les chênaies pubescentes basophiles *(Querceto-Lithospermetum pannonicum)*, les forêts-brousses carstiques *(Querceto-Cotinetum* le plus septentrional représentant de l'alliance *Orneto-Ostryon)* et d'autres associations de bord comme le *Dictamno-Geranietum* Wendelberger, ass. à *Quercus pubescens-Prunus mahaleb* Jakucs et les pelouses steppiques qu'ils entourent. Cf. Soó 1931 (Magy. Biol. Int. Munkái IV.), Zólyomi 1950 (Acta Biol. Acad. Hung. I.), Jakucs 1955 (Acta Botanica II.). La représentante caractéristique de la steppe boisée sur le sable de l'Alföld est la chênaie steppique *(Querceto-Festucetum sulcatae*, v. p. 48.), sur un sol alcalin le *Qu.-F. pseudovinae* (cf. Máthé, Bot. Közl. 1933, 1939). Aux localités classiques de la chênaie steppique, du *Querceto-Festucetum* (dans le Sud de la Nyírség), ainsi que sur les bords de la futaie à chênes pédonculés on y trouve souvent une brousse à aubépines et chênes constituant une transition vers les clairières d'*Astragalo-Festucetum sulcatae.* Dans celle-ci sont fréquents, entre autres, les suivants : *Dictamnus albus*, *Geranium sanguineum*, *Anemone silvestris*, *Adonis vernalis*, *Valeriana collina*, *Melampyrum cristatum*, *Cynanchum vincetoxicum*, *Campanula ranunculus*, *Centaurea axillaris*, *Iris flavissima arenaria* etc. (Haláp!, Hosszupályi!, etc.). D'ailleurs Wendelberger établit, tout à fait incompréhensiblement, une relation entre le *Querceto-Festucetum* et le *Luzulo-Quercetum.* Du reste, il a l'intention de limiter l'idée de la steppe à la steppe alcaline, et ses connaissances concernant la nature secondaire de la plupart de nos steppes sablonneuses sont insuffisantes.

Je n'ai pas l'intention de m'occuper ici de la révision de la théorie Ősmátra. La question des steppes de placores (= des surfaces planes) se recouvrant d'herbes venant des steppes des pentes, est une question très discutée même dans la littérature géobotanique soviétique (Paczoski, Lavrenko, Koso-Polianski), une question qui doit être étudiée d'une façon détaillée et moderne telle qui correspond aux conditions de la Hongrie. Les espèces des roches et des pentes rocheuses, donc du *Seslerio-Festucetum glaucae*, ainsi que celles des associations *Festucetum sulcatae pannonicum* et *Caricetum humilis pannonicum* communes avec les steppes psammophiles ouvertes de la Grande Plaine *(Festucion vaginatae)* et avec les prairies de steppes sablonneuses *(Astragalo-Festucetum sulcatae)*, sont des preuves cénologiques de la théorie Ősmátra (cf. Soó 1940 : 33—35). Telles sont entre autres : *Ephedra distachya*, *Sedum hillebrandii*, *Linum hirsutum* (sur sable : ssp. *glabrescens)*, *Euphorbia seguieriana*, *Onosma arenaria*, *Fumana procumbens*, *Viola rupestris*, *Alyssum tortuosum*, *A. montanum* (sur sable : *ssp. gmelini*), *Minuartia fastigiata*, *M. glomerata*, *Dianthus serotinus* etc., dans le *Festucetum vaginatae ; Astragalus exscapus*, *A. asper*, *A. dasyanthus*, *Rhinanthus borbásii*, *Iris flavissima arenaria*, *Festuca stricta* var. *hungarica*, comme des espèces caractéristiques de l'*Astragalo-Festucetum ; Pulsatilla nigricans*, *Seseli hippomarathrum*, *Euphorbia pannonica*,

Teucrium montanum, *Globularia aphyllanthes*, *Centaurea sadleriana*, *Iris pumila*, *Carex humilis* etc., principalement dans les prés sablonneux.

Je donne ici aussi, comme dans la première partie du Conspectus, les synonymes des noms des associations, l'énumération des associations et des variantes (sous-associations, consociations, faciès), les noms des auteurs et la date de leurs descriptions, ainsi que l'énumération des espèces caractéristiques et différentielles. J'ai composé, d'après les associations principales, les listes synthétiques de tous les relevés communiqués dans la littérature et encore inédits en 5 tableaux, dans lesquels j'ajoute pour toutes les espèces les données usuelles du type biologique et de l'élément floristique. J'ai groupé les espèces mêmes d'après leurs valeurs cénologiques (espèces caractéristiques d'associations, d'alliances et d'ordres, espèces compagnes). Dans chaque colonne je donne les valeurs A—D (Abondance—Dominance) et C (Constance) reçues par la totalisation des relevés faits aux localités, resp. par les auteurs en question. Les chiffres I—V marquent les 5 degrés usuels de constance, les signes 1—5 ceux de l'abondance—dominance à l'échelle de BRAUN—BLANQUET et SOÓ (pareillement chiffre 1 au lieu de la croix). A la fin des tableaux se trouvent les données sur les plantes cryptogames (mousses, lichens, champignons) — si elles sont indiquées dans les relevés originaux —, ensuite, l'énumeration continue des espèces accidentelles avec le nombre des relevés.

Revue des groupements végétaux psammophiles pannoniens

Festucetalia vaginatae Soó 1956

Festucion vaginatae Soó 1929 (p. 342), 1940 (p. 35)
(Eu-*Festucion vaginatae*, *Festucion vaginatae* basiphilum et neutrophilum Šmarda 1953)

Sous-Alliance *Bromion tectorum* Soó 1940 l. c.
Ass. princ. ***Brometum tectorum*** (Kerner) Soó (1929) 1939 p. 95.
(Trespen-Formation Kerner, *Bromus squarrosus-tectorum* ass. Soó 1929 (p. 345) avec énumérations des espèces caractéristiques, sans liste, *Brometum tectorum* Bojko 1934 p. 30)

a) *Brometum tectorum secaletosum* Soó 1939 *(B. t. danubiale* Hargitai 1940, *Bromus tectorum-Secale silvestre* ass. Hargitai 1940, Zsolt 1943) Espèces diff.: *Secale silvestre*, *Corispermum canescens*, *Silene parviflora*, *Colchicum arenarium; — Ephedra distachya*, *Sedum hillebrandii.*

b) *B. t.* normale Soó 1956 *(B. t.* Bojko 1934, Soó 1939, Borhidi 1956)
Facies : *syntrichiosum (B. t. tibiscense*, *B t. arrabonicum* Soó 1941, *Syntrichia ruralis-Medicago minima* Stadium Wendelberger 1954, *Tortula ruralis-Sedum* Ges. Bojko 1934)
Facies : *equisetosum ramosissimi (Equisetetum ramisissimi* Bojko, *Equisetum ramosissimum* Stadium Soó 1940)
Facies : *rumicosum acetosellae* (acidophilum) Soó nom. nov.

c) *B. t. cynodontetosum* Soó 1939, Hargitai 1940, Zsolt 1943 *(Cynodon dactylon* ass. Magyar 1933)

d) *B. t. deliblaticum* Soó 1955 (*Corispermeto- Polygonetum arenariae* Stjep.-Ves. : aspect d'automne) avec *Echinops banaticus* = *cynodontetosum*
Sous-Alliance *Festucion vaginatae* Soó s. str. (Hauptass. *Festucetum vaginatae* Knapp (1942)
Ass. princ. ***Festucetum vaginatae*** (Rapaics 1923) Soó 1929 (p. 342—345) (*Festucetum vaginatae hungaricum* Knapp 1942)

1. ***F. v. arrabonicum*** (Soó 1940 nom. nudum) Borhidi 1956 (*Festuca vaginata — Helianthemum fumana* ass. Šmarda 1954 p. 511—513 avec les facies *Helianthamum fumana* (*Fumana procumbens*), *Stipa pennata*, *S capillata — transitus* ad 2.) *Cynodon-Achillea pectinata* ass. Šmarda 1943. p. 521.
Espèces diff. : *Koeleria pyramidata*, *Thymus serpyllum angustifolius*, — *Scabiosa canescens*, *Globularia aphyllanthes*.

2. ***F. v. danubiale*** Soó 1929 (p. 342—345) 1930, Hargitai 1940, Zsolt 1943, Pócs 1954, I. Kárpáti 1954, Borhidi 1956.
Espèces diff. : *Ephedra distachya*, *Astragalus varius*, *Dianthus diutinus*, *Epipactis borbásii; Trigonella monspeliaca*, *Achillea kitaibeliana*, *Inula salicina* var. *denticulata*, *Silene parviflora* (*ehrhartiana*), *Colchicum arenarium*, — *Erodium neilreichii*, *Secale silvestre* — *Centaurea sadleriana*, *Minuartia fastigiata*, *Allium moschatum*, *Anthericum liliago*, *Festuca stricta* var. *hungarica**
a) *F. v. salicetosum rosmarinifoliae* (Soó 1931 [p. 91, 1929 nom. nudum]) Hargitai 1940 p. 220 (*Salicetum rosmarinifoliae* Magyar 1933, subass. *Salix rosmarinifolia* et subass. *Festuca vaginata* Magyar 1933)
b) *F. v. holoschoenetosum* (Soó 1939 [p. 91]) Hargitai 1940 p. 219 (*holoschoenosum* Kárpáti 1954
c) *F. v. stipetosum capillatae* (Magyar) Soó (1929 nom. nud.) 1939 (*Festucetum vaginatae Stipa capillata* subass. Magyar 1933, *stiposum capillatae* Kárpáti 1954)
d) *F. v. normale* I. Kárpáti 1954 Soó 1953 (*Festucetum vaginatae Festuca vaginata* subass, Magyar 1933)
e) *F. v. stipetosum pennatae* (Kerner 1863) Soó (1929 nom. nud.) 1939 (*Stipa* Formation Kerner, *Festuca vaginata-Stipa joannis* subass. Magyar 1933)
f) *F. v. fumanetosum* (Magyar) Soó 1939 (*Festucetum vaginatae Fumana vulgaris* subass. Magyar, bunte Flechten-Fazies Zólyomi et Zsolt 1943
g) *F. v. juniperetosum* Soó (1929 nom. nud.) 1939 (*Junipereto-Populetum albae* Soó et Zólyomi nom. nud. pp. *festucetosum vaginatae*)
h) *F. v. populetosum albae* Soó (1929 nom. nud.) 1939 Zsolt 1943 (*Junipereto-Populetum albae* p. p.)
i) *F. v. calamagrostetosum* Soó 1955 (*Calamagrostidetum epigeios* Hargitai 1940)

3. ***F. v. deliblaticum*** (Soó 1940 nom. nud.) Stjep.-Ves. 1953 (p. 30) (*Festuca vaginata-Koeleria glauca* ass. Stjep.-Ves. 1. c.)
Espèces diff. : *Cytisus heuffelii*, *Onosma pseudarenaria*, *Echinops banaticus*, *Silene subconica*, *Dianthus giganteiformis*, *Festuca wagneri*, *Centaurea arenaria* typus
a-e) *F. v. deliblaticum fumanetosum*, *typicum*, *muscetosum*, *stipetosum pennatae* (*joannis* Stjep.-Ves.), *salicetosum rosmarinifoliae* (*Salicetum rosmarinifoliae* Stjep.-Ves.)

* Adn. *Astragalus dasyanthus* manque dans notre liste de *F. v. danubiale*, mais il est possible qu'il vive là aussi.

Ass. princ. : ***Festuceto (vaginatae)-Corynephoretum*** Soó (ap. Aszód 1936 p, 98) 1939 p. 90. (*Festuca vaginata-Corynephorus canescens* ass. Soó 1940)

1. ***F.-C. moravicum*** Soó 1955 p. 208. (*Festuca vaginata-Dianthus serotinus* ass. Klika 1935, *Festuca vaginata* ssp. *Dominii-Corynephorus* ass. Soó 1940, *Festucetum Dominii* Soó 1941, *Festucetum vaginatae submarense* Knapp 1942, *Festuca Dominii-Dianthus serotinus* ass. Krippel 1954, *Festuca vaginata-Corynephorus canescens* ass. Šmarda 1953)
Espèces diff. : *Viola tricolor sabulosa, Armeria elongata, Cornicularia aculeata.*
Facies : *corynephorosum* (*Corynephorus* facies, *Corynephorus canescens-Thymus angustifolius* ass. Krippel 1954. L'association décrite par KRIPPEL comme une association spéciale ne diffère pour ainsi dire de *F.-C.* normal qu'en la dominance de *Corynephorus* et le manque de *Dianthus serotinus*.
2. ***F.-C. arrabonicum*** Borhidi 1955 ap. Soó 1955 p. 208. (*Corynephoreto-Festucetum vaginatae croaticum* Soklić 1943 p. 22., *Festuceto-Corynephoretum croaticum* Soó 1. c.) Parmi les peuplements de la Petite Plaine, du Sud du département de Somogy et ceux qui se trouvent le long du fleuve Drave, il n'y a pas de différence essentielle, ceux de la Croatie sont plus pauvres en espèces, ils ne peuvent pourtant pas être qualifiés — comme je l'ai pensé précédemment — d'une variante spéciale géographique.
Espèces diff. : *Galium parisiense, (Crepis capillaris, Herniaria glabra, H. hirsuta, Aira caryophyllea, Carex liparicarpos)*
3. ***F.-C. danubiale*** Soó 1955 1. c. (*Festucetum vaginatae danubiale corynephoretosum* Soó 1939, Hargitai 1940)
Espèces diff. : *Linum hirsutum glabrescens, Alkanna tinctoria, Achillea kitaibeliana, (Fumana procumbens), Colchicum arenarium*
4. ***F.-C. tibiscense*** Soó 1941 p. 503 (*F.-Corynephoretum* Soó 1936, 1939 s. str.), *Festuca glauca ssp. Buiae* groupm. Buia 1934. 359.
Espèces diff. : *Pulsatilla hungarica, Onosma arenaria tuberculata, (Centaurea pseudorhenana)*

b) *caricetosum stenophyllae* (*Carex stenophylla* facies Soó 1939)

Espèces diff. communes des *F.-C. moravicum et arrabonicum: Thymus serpyllum angustifolius, Veronica verna, (Filago minima, F. germanica)*, Communes des *F.-C. arrabonicum* et *danubiale: Peucedanum arenarium, Onosma arenaria, Secale silvestre.* Commune des *F.-C. arrabonicum* et *tibiscense: Carex ericetorum.*

Festucetalia valesiacae Br.-Bl. et Tx. 1943.
(*Festucetalia* Soó 1940 (p. 32), 1941.)
(*Festucion valesiacae* Klika (1931) 1939 s. 1.)

Festucion sulcatae Soó (1929) 1940 p. 33.
(*F. valesiacae* Klika p. p., *F. valesiacae-sulcatae* Eggler 1952)

Ass. princ. : ***Astragalo-Festucetum sulcatae*** Soó nom. nov.

1. ***A.-F. sulcatae danubiale*** nom. nov. (*Festucetum sulcatae* vel *F. sulcatae-pseudovinae* Magyar 1933 non aliorum, *Festucetum pseudovinae* Bojko p. p. 1934, *Festucetum sulcatae danubiale* (Soó 1939 [p. 92]), Hargitai 1940 p.

224, Zsolt 1942, *Astragalo-Stipetum subvindobonense* Knapp 1944, *A.-S. zayense* subass. *typicum* et *festucetosum vaginatae* Knapp 1944)
Espèces diff. : *Astragalus exscapus, A. asper, Festuca stricta* var. *hungarica, Pulsatilla nigricans, Astragalus austriacus, Daphne cneorum, Seseli hippomarathrum, Centaurea sadleriana, Onosma arenaria, Inula salicina* var. *denticulata, Achillea kitabeliana, Gypsophila arenaria, Secale silvestre* stc.

b) *calamagrostetosum* Soó 1955 (*Calamagrostis epigeios* ass. Magyar 1933)

c) *juniperetosum* Soó 1956 (*Junipereto-Populetum albae* p. p.)

d) consoc. *festucetosum strictae* (Pócs) Soó nom. nov. (*Festucetum sulcatae-F. strictae* consoc. Pócs 1954 p. 288)

e) consoc. *chrysopogonetosum* Soó nom. nov. (*Pollinia*-Formation Kerner 1863, *Chrysopogonetum grylli* Soó 1939, Hargitai 1940, Tallós 1955)

2. ***A.-F. sulcatae tibiscense*** Soó nom. nov. (*Festucetum sulcatae tibiscense* 1939 p. 99, 1955 a)
Espèces diff. : *Veronica incana, (Rhinanthus borbásii,* probablement dans le précédent aussi), *Pulsatilla hungarica, (Centaurea pseudorhenana)*

b) consoc. *chrysopogonetosum* Soó (*Chrysopogonetum grylli tibiscense* Soó 1939)

3. ***A.-F. sulcatae deliblaticum*** Soó nom. nov. (*Festucetum sulcatae deliblaticum* Soó 1940 nom. nud. — *Koelerieto-Festucetum wagneri* Stjep.-Ves. 1953 p. 48 incl. *typicum* et *stipetosum capillatae)*
Espèces diff. : (*Astragalus dasyanthus* cf. au dessus), v. Tabelle

b) consoc. *chrysopogonetosum* Soó (*Chrysopogonetum pannonicum* Stjep.-Ves. 1953 p. 53)
Ass. princ. : ***Potentillo-Festucetum pseudovinae*** Soó (1939) 1950 (*Festucetum pseudovinae* Bojko 1934 p. p., Soó ap. Aszód 1936, Margit Kovács 1955, *F. ps. potentillosum arenariae* Soó 1939 — *Festuca pseudovina-Potentilla arenaria* ass. Soó 1940 — *Potentilletum arenariae* Bojko 1934 p. maj. p. — *Festucetum pseudovinae pannonicum* Knapp 1942 p. p. — *Festuca pseudovina-Carex stenophylla* ass. Wendelberger 1954).

b) *cynodontetosum* Soó 1955 (*Cynodontetum* Bojko 1934 p. maj. p., *Festuca pseudovina-Centaurea pannonica* ass. Wendelberger 1954 vix Klika), cf. *Festuceto-Potentilletum arenariae cynodontetosum* Stjep.-Ves. 1953

c) *caricetosum supinae* Soó 1955 (*Poa bulbosa-Carex supina* consoc. Soó 1939)

d) *deliblaticum* Soó nom. nov. (*Festuceto-Potentilletum arenariae* Stjep.-Ves. 1953 p. 65) incl. *festucetosum wagneri* et *festucetosum valesiacae* (facies)

Les espèces caractéristiques des ordres et des alliances dans les associations psammophiles

Corynephoretalia : Corynephorus canescens, Galium parisiense, Thymus serpyllum ssp. *angustifolius, Veronica verna, V. dillenii, Jasione montana, (Helichrysum arenarium?), Filago minima, F. germanica, Crepis capillaris, Scleranthus annuus, Herniaria glabra, H. hirsuta, Spergula arvensis, Armeria elongata, Rumex acetosella, Carex ericetorum, Aira caryophyllea, Vulpia myuros.*

Festucetalia vaginatae resp. *Festucion vaginatae : Festuca vaginata, Equisetum ramosissimum, Trigonella monspeliaca, Peucedanum arenarium, Linum hirsutum* ssp. *glabrescens, Euphorbia seguieriana* (typus), *Alkanna tinctoria, Onosma arenaria, Erysimum diffusum, Alyssum montanum* ssp. *gmelini, Achillea kitaibeliana, Inula salicina* var. *denticulata, Silene otites* ssp. *parviflora (S. ehrhartiana* Soó), *S. conica, Gypsophila paniculata, Dianthus serotinus* (typus), *Colchicum arenarium, Holoschoenus romanus, Koeleria gleuca, K. pyramidata, Poa compressa* var. *psammophila.*

Brometum tectorum : Bromus tectorum, B. squarrosus, Secale silvestre, Tribulus terrestris incl. ssp. *orientalis, Plantago indica, (Anthemis ruthenica), Kochia laniflora, Corispermum nitidum, C. canescens, Polygonum arenarium, Tragus racemosus.*

Festucetum vaginatae : (* : communes avec l'alliance *Seslerio-Festucion glaucae,* en l'Alföld seulement dans le *Festucetum vaginatae) Ephedra distachya*, Sedum hillebrandii*, Astragalus varius, Alyssum tortuosum* (typus), *Syrenia cana, Echinops ruthenicus, E. banaticus, Centaurea arenaria,* avec les ssp. *tauscheri* et *pseudorhenana, Tragopogon floccosus, Dianthus diutinus, Gypsophila arenaria*, Epipactis atrorubens* var. *borbásii* (écotype des steppes psammophiles buissonneuses)

Festuceto-Corynephoretum : Viola tricolor ssp. *sabulosa, Minuartia viscosa, Spergula pentandra, Cornicularia aculeata.*

Festucetalia sulcatae-valesiacae, Festucion sulcatae : voir Tab. 4. *Astragalo-Festucetum sulcatae : Astragalus exscapus, A. asper, A. dasyanthus, Veronica incana, Rhinanthus borbásii, Iris flavissima* var. *arenaria, Festuca stricta* var. *hungarica.*

Les spectres caractéristiques

	Brometum tectorum	Festucetor-Corynephoretum	Festucetum vaginatae	Astragalo-Festucetum	Potentillo-Festucetum
Spectrum biologicum					
Mega-mesophanerophyta	—	0,83	1,84	0,85	—
Mikrophanerophyta	—	—	1,84	2,13	0,74
Nanophyta	0,92	0,83	2,30	1,70	—
Chamaephyta	8,26	6,66	6-54	5,11	4,41
Hemikryptophyta	45,88	39,17	51,15	59,57	58,09
Geophyta	7,40	11,66	8,30	10,64	8,09
Hemitherophyta	3,69	5,83	4,15	5,11	4,41
Therophyta	33,95	35,00	23,96	14,90	24,26
Spectrum floristicum					
Circumpolaire	6,42	5,00	5,99	4,68	3,68
Eurasiatique	16,52	15,00	14,74	18,72	22,06
Sud-Eurasiatique	16,52	13,33	12,61	11,92	12,50
Européen	2,75	7,50	5,53	7,66	8,09
Centre-européen	4,59	6,67	5,99	5,96	5,88
Continental	15,60	15,83	17,10	19,15	18,38
Pontique	7,40	4,17	6,91	6,81	6,62
Méditerranéen	10,10	10,83	11,10	7,23	10,30
Pontique-méditerranéen	6,42	5,83	7,37	5,53	5,88
Atlantique	0,92	3,32	0,46	—	—
Balcanique	—	—	2,30	2,54	—
Endémique-Subendémique	4,59	5,00	5,99	6,38	2,21
Posmopolite	6,42	5,83	1,84	2,98	3,68
Adventif	1,84	1,66	1,84	0,42	0,74
Spectrum cytologicum					
Diploïdes	40,90	43,30	47,73	43,00	41,18
Polyploïdes	59,10	56,70	52,27	57,00	58,62
Inconnus	19,26	19,16	19,26	14,85	11,85

LITTÉRATURE

1. Aszód, L.: (1936) Adatok a nyírségi homok ökológiájához és szociológiájához. — Beiträge zur Ökologie und Soziologie der Sandvegetation des Nyirség. Acta Geobot. Hung. **1.** p. 75—107.
2. Babos, I.: (1955) A Duna—Tiszaközi homokhát termőhelyfeltárása. Erdészeti Kutatások **1.** p. 3—53.
3. Babos, I.: (1955) A nyárfások homokbuckán előforduló megjelenési formái. Erdészeti Kutatások **4.** 31—85.

Quelques données caractéristiques du sol des groupements de steppes psammophiles

	pH	$CaCO_3$	humus	autor
Brometum tectorum cynodontetosum	8—8,3	2,8—8,6%	0,4—0,9%	Fehér
Festucetum vaginatae danubiale ..	7,5—8,1	3,2—5,6%	0,3—0,85%	Fehér
	6,3—7,5			Hargitai
salicetum rosmarinif.	7,2—9,2	3,2—5,6%	0,7—0,95%	Fehér
	7,3—8,2	(11,1%)		Pócs
stipetosum pennatae	7,5—7,6	2,2—5,2%	0,25—0,75%	Fehér
fumanetosum	7,5—8,1	3,2—6,8%	0,45—0,85%	Fehér
	6,5—7,8	3,4%		Pócs
calamagrostetosum	7,6—8,2	2,4—2,7%	0,8—1,05%	Fehér
Fest.-Corynephoretum				
arrabonicum (Sokoróalja)	6,3—7,2	0%		Borhídi
sous-sol	6,0—7,0	0%		
(Belső-Somogy)	5,6—6,9	0%		Borhídi
sous-sol	5,4—6,8	0%		
Fest.-Corynephoretum danubiale .	6,9—7,6			Hargitai
sous-sol	7,05—7,9			
tibiscense	6,3—8,3	0%	0,50—0,55%	Aszód
sous-sol	6,5—8,2		0,25—0,55%	
Astragalo-Festucetum	7,7—10,9	9,6—18%	0,4—1,4%	Fehér
	6,7—7,3			Hargitai
festtucetosum strictae	6,5	0%		Pócs
sous-sol	7,8	3,4%		
A.-F. tibiscense chrysopogonetosum	6,3	0%	1,65%	Soó
	5,8		0,85%	
Potentillo-Festucetum pseudovinae	6,1—7,2	0%		Aszód
sous-sol	6,8—7,5			
	6,9—7,3	0%	1,2—5%	Soó
sous-sol	6,5—7,3		0,9—1,4%	

4. BERNÁTSKY, J.: (1911) A magyar Alföld pusztai és erdei növényzetéről. — Die Steppen- und Waldflora des ungarischen Alföld. Földr. Közl. **39.** p. 261—277, p. 83—92.
5. BOJKO, H.: (1932) Über eine Cynodon dactylon Assoziation aus der Umgebung der Neusiedler-Sees. Beih. Bot. Cbl. **50.** 2.
6. BOJKO, H.: (1934) Die Vegetationsverhältnisse im Seewinkel. II. Beih. Bot. Cbl. **51.** 2. p. 600—747.
7. BORBÁS, V.: (1886) A magyar homokpuszták növényvilága és a homokkötés. Közgazd. Ért. **35.** p. 5—53.
8. BORBÁS, V.: (1900) A Balaton tavának és partmellékének növényföldrajza és edényes növényzete. Budapest.
9. BORHIDI, A.: (1956) Feketefenyveseink társulási viszonyai. — Cönologische Verhältnisse unserer Schwarzföhrenwälder. Bot. Közl. **46.** p. 275—285.
10. BORHIDI, A.: (1956) Die Steppen und Wiesen im Sandgebiet der Kleinen Ungarischen Tiefebene. Acta Bot. Acad. Scient. Hung. **3.** p. 241—274.
11. BOROS, Á.: (1932) A Nyírség flórája és növényföldrajza. — Die Flora und die pflanzengeographischen Verhältnisse des Nyírség. Debreceni Honism. Biz. Közl. **7.**
12. FEHÉR, D.: (1930) Mikrobiológiai vizsgálatok az alföldi homokos talajok N-gazdálkodásáról. — Mikrobiologische Untersuchungen über den Stickstoffkreislauf der sandigen Waldböden der ungarischen Tiefebene. Erdészeti Kísérletek **32.** 1. p. 259—354.
13. FEHÉR, D.: (1932) Die mikrobiologischen Grundlagen der Aufforstung der Sandböden auf der ungarischen Steppenzone. Zentralbl. f. d. gesamte Forstwsen n **58.** 11.
14. FEHÉR, D.: (1933) Untersuchungen über dem P_2O_5-Gehalt einiger Sandböden der ungarischen Tiefebene. Die Phosphorsäure **3.**
15. FEHÉR, D.: (1935) Vizsgálatok az alföldi homokos erdőtalajok foszfor- és káli gazdálkodásáról, különös tekintettel az alföldfásításra. Erdészeti Lapok. p. 419—432, p. 510—519.
16. FEHÉR, D.: (1935) Vergleichende Untersuchungen über den Kali- und Phosphorgehalt der Sandböden auf der ungarischen Tiefebene, mit besonderer Berücksichtigung ihrer Fruchtbarmachung. Zeitschr. Pflanzenern. Düng. u. Bodenkunde 37. p. 226—252.

17. Fehér, D.: (1935) Az alföldi homokos talajok biokémiai vizsgálata tekintettel a fásításra. — Biochemische Untersuchungen der Sandböden der ungarischen Tiefebene, mit besonderer Berücksichtigung ihrer Aufforstung. Erdészeti Kísérletek **37.** p. 25—63.
18. Fehér, D.: (1935) Vizsgálatok az alföldi homoktalajok növényszövetkezeteinek talajjellemző értékéről. — Untersuchungen über den bodenzeigenden Wert der Pflanzenassoziationen einiger Sandböden. Erdészeti Lapok. p. 598—604, p. 699—706. — Zeitschr. f. Pflanzenernährung **40.** p. 129—137.
19. Fehér, D.—Bokor, R.: (1929) Vizsgálatok az alföldi homokos erdőtalajok biológiai tevékenységéről. — Biochemische Untersuchungen über die biologische Tätigkeit der sandigen Waldböden der ungarischen Tiefebene. Math. és Term.-tud. Ért. **46.** p. 127—170. — Biochem. Zeitschr. **209.** N°4—6 — 1930. — Erdészeti Kísérletek **32.** p. 505—529.
20. Hargitai, Z.: (1940) Nagykőrös növényvilága II. A homoki növényszövetkezetek. — Die Vegetation von Nagykőrös II. Die Sandpflanzengesellschaften. Bot. Közl. **37.** p. 205—240.
21. Hargitai, Z.: (1942) Nagykőrös növényvilága III. Mikroklímavizsgálatok a nagykőrösi Nagyerdőben. — Mikroklimatische Untersuchungen im Walde Nagyerdő bei Nagykőrös. — Acta Geobot. Hung. **4.** p. 197—242.
22. Kárpáti, I. et Kárpáti, V.: (1954) The aspects of the Calciphilous Turf (Festucetum vaginatae danubiale) in the environs of Vácrátót, in 1952. Acta Bot. Acad. Scient. Hung. **1.** p. 89—124.
23. Kárpáti, I. et Kárpáti, V.: (1954) Die Überwinterung der basophilen Sandsteppen (Festucetum vaginatae danubiale) bei Vácrátót im Jahre 1952. Acta Bot. Acad. Scient. Hung. **1.** p. 247—266.
24. Kerner, A.: (1863) Das Pflanzenleben der Donauländer. Innsbruck.
25. Klika, J.: (.934) Die Pflanzengesellschaften des Sandbodens des Marchfeldes in der Slowakei. Beih. Bot. Cbl. **42.** p. 1—16.
26. Knapp, R.: (1942) Zur Systematik der Wälder, Zwergstrauchheiden, und Trockenrasen des eurosibirischen Vegetationskreises. Halle (Polygraphié).
27. Knapp, R.: (1944) Über steppenartige Trockenrasen im Marchfeld und am Neusiedler-See. Halle (Polygraphié).
28. Krippel, E.: (1954) Die Pflanzengesellschaften auf Flugsandböden des slowakischen Teiles des Marchfeldes. Aichinger Festschrift **1.** p. 635—645.
29. Krippel, E.: (1954) Prispevok k poznani květeny presčitych pôd južného Slovenska. Biologia Čas. Slov. Akad. Vied. **9.** p. 453—658.
30. Krippel, E.: (1954) Rozšírenie zlatejbrady (*Chrysopogon gryllus* Trin.) na Slovensku. Ibidem. p. 248—262.
31. Krippel, E. et Krippelova, T.: (1956) Vegetácné pomery Záhoria I. Bratislava p. 94. fig. 34.
32. Magyar, P.: (1933) A homokfásítás és növényszociológiai alapjai. — Die pflanzensoziologischen Grundlagen der Sandaufforstung. Erdészeti Kísérletek. **35.** p. 139—227.
33. Magyar, P.: (1933) A homoki növényzet, mint a homokfásítás útmutatója. Erdészeti Lapok. p. 281—313.
34. Magyar, P.: (1935) Párolgásmérések az Alföldön ligetes homoki erdőkben. — Verdunstungsmessungen in sandigen Auwäldern des Alföld. Erdészeti Kísérletek **37.** p. 76—120.
35. Magyar, P.: (1936) Növényökológiai vizsgálatok az alföldi homokon. — Pflanzenökologische Untersuchungen auf den Sandböden der ungarischen Tiefebene. Erdészeti Kísérletek. **38.** p. 115—233.
36. Magyar, P.: (1936) Die Sandaufforstung im Ungarn und ihre pflanzensoziologischen Grundlagen. IX. Kongress der Internat. Verb. Forstlicher Forschungsanstalten. 1936.
37. Pócs, T.: (1954) A rákoskeresztúri „Akadémiai erdő" vegetációja. — Die Vegetation des Akademischen Waldes in Rákoskeresztur. Bot. Közl. **45.** p. 283—295.
38. Rapaics, R.: (1916) A debreceni homokterület növényzeti viszonyai. Erdészeti Kísérletek **18.** p. 124—165.
39. Rapaics, R.: (1918) Az Alföld növényföldrajzi jelleme. Erdészeti Kísérletek **21.** p. 1—164.
40. Rapaics, R.: (1923) A növények társulása. Term. Tud. Közl. **55.** p. 329—335.
41. Rapaics, R.: (1924) A Nyírség növényföldrajza. Debreceni Honism. Biz. Közl. **1.**
42. Roller, K. et Sziklai, O. et Tompa, K.: (1955) Adatok a kunfehértói erdészet termőhelytérképezéséhez. — Angaben zu den kartographischen Aufnahmen des Forstbetriebes von Kunfehértó. Erdőmérnöki Főisk. Közl. **2.** p. 13—53.
43. Šmarda, I.: (1951) Rostlina společenstva slovenského Záhori. Čas. Morav. Mus. Brno.
44. Šmarda, I.: (1953) Prispevek k poznani rostliných spolecenstev přesyprovich pisku na jiznim a jihozapadnim Slovensku. Biologia (Bratislava) **8.** p. 497—525.
45. Šoklič, I.: (1943) Biljni sviet podravskih piesaka. — Die Pflanzenwelt des Sandbödengebietes „Podravski piesci" in Kroatien. Horvatskog. sumarskog lista **67.** p. 1—34.

46. Soó, R.: (1926) Die Entstehung der ungarischen Puszta. Ung. Jahrb. **6.** 258—276.
47. Soó, R.: (1929) Die Vegetation und die Entstehung der ungarischen Puszta. Journal of Ecology. **17.** p. 329—350.
48. Soó, R.: (1930) Adatok a Balatonvidék flórájának és vegetációjának ismeretéhez. II. — Beiträge zur Kenntnis der Flora und der Vegetation des Balatongebiets. II. Magy. Bot. Int. Munk. **3.** p. 169—185.
49. Soó, R.: (1931) A magyar puszta fejlődéstörténetének problémája. — The Vegetation and the Development of the Hungarian Puszta. Földr. Közl. **59.** p. 1—17.
50. Soó, R.: (1933) A Balatonvidék növényszövetkezeteinek szociológiai és ökológiai jellemzése. — Die Pflanzengesellschaften des Balatongebiets. Soziologische und ökologische Übersicht. Math. és Term.-tud. Ért. **50.** p. 669—712.
51. Soó, R.: (1937) A Nyírség erdői és erdőtípusai. — Wälder und Waldtypen des Sandgebiets Nyírség. Erdészeti Kísérletek. **39.** p. 337—380.
52. Soó, R.: (1939) A Nyírség vegetációja. II. — Die Vegetation des Sandgebiets Nyírség. II. Math. és Term.-tud. Ért. **58.** p. 833—844.
53. Soó, R.: (1939) Homokpusztai és sziki növényszövetkezetek a Nyírségen. — Sand- und Alkalisteppenassoziationen des Sandgebiets Nyírség. Bot. Közl. **36.** p. 90—108.
54. Soó, R.: (1940) Vergangenheit und Gegenwart der pannonischen Flora und Vegetation. Nova Acta Leop. N. F. **9.** p. 49.
55. Soó, R.: (1940) Vergangenheit und Gegenwart der Vegetation der ungarischen Tiefebene. Verh. Bot. Ver. d. Prov. Brandenburg **53.** p. 94—97.
56. Soó, R.: (1941) Grundzüge zur Pflanzengeographie Ungarns. Földr. Közl. Internat. Ausgabe 51—80.
57. Soó, R.: (1941) A magyar (pannoniai) flóratartomány növényszövetkezeteinek áttekintése. Magy. Biol. Int. Munk. **13.** p. 498—511.
58. Soó, R.: (1943) A nyírségi erdők a növényszövetkezetek rendszerében. — Die Wälder des Sandgebiets Nyírség im System der Pflanzengesellschaften. Acta Geobot. Hung. **4.** p. 315—352.
59. Soó, R.: (1947) Conspectus des groupements végétaux dans les Bassins Carpathiques I. Les associations halophiles. Debrecen p. 50.
60. Soó, R.: (1950) A korszerű növényföldrajz kialakulása és mai helyzete Magyarországon. Annal. Biol. Univ. Debrecen I. (Acta Geobot. Hung. **7.**) p. 4—26.
61. Soó, R.: (1953) Bátorliget növényvilága (in Székessy : Bátorliget élővilága) p. 17—57.
62. Soó, R.: (1954) Die Torfmoore Ungarns in dem pflanzensoziologischen System. Vegetatio **5—6.** Braun-Blanquet Festschrift p. 411—421.
63. Soó, R.: (1954) Angewandte Pflanzensoziologie und Kartographie in Ungarn. Aichinger Festschrift **1.** p. 337—345.
64. Soó, R.: (1955) La végétation de Bátorliget. Acta Bot. Acad. Scient. Hung. **2.** p. 301—334.
65. Soó, R.: (1955) Festuca-Studien (avec A. Horánszky). Acta Bot. Acad. Scient. Hung. **2.** p. 187—220.
66. Stjepanović-Veseličić, L.: (1953) Веретацие делиъблатске пешиаре. (La végétation des sables de Deliblato.) Monogr. Inst. d'Écol. et de Biogéogr. **4.** p. 1—113.
67. Tallós, P.: A pápakovácsi láprét növénytársulásai és fásítása. (Les associations des plantes et le boisement sur le pré marécageux de Pápakovácsi) Erdészeti Kutatások **4.** p. 55—69. (avec des tableaux polygraphiés).
68. Tuzson, J.: (1915) A magyar Alföld növényföldrajzi tagolódása. — Math. és Term.-tud. Ért. **23.** p. 143—220.
69. Wagner, J.: (1914) A delibláti kincstári homokpuszta növényvilága. — Die Vegetation der ärarischen Sandpuszta von Deliblat. Erdészeti Kísérletek **16.**
70. Wendelberger, G.: (1954) Steppen, Trockenrasen und Wälder des pannonischen Raumes. Aichinger Festschrift. **1.** p. 573—634.
71. Zólyomi, B.: (1936) Tízezer év története virágporszemekben. Term. Tud. Közl. **68.** p. 504—516.
72. Zólyomi, B.: (1946) Természetes növénytakaró a tiszafüredi öntözőrendszer területén. — Natural Vegetation on the Irrigationsystem-area of Tiszafüred. Öntözésügyi Közlemények **7—8.** p. 62—75.
73. Zólyomi B.: (1952) Magyarország növénytakarójának fejlődéstörténete az utolsó jégkorszaktól. Magy. Tud. Akad. Biol. Oszt. Közl. **1.** p. 491—530.
74. Zólyomi, B.: (1953) Die Entwicklungsgeschichte der Vegetation Ungarns seit dem letzten Interglazial. Acta Biol. Acad. Scient. Hung. **4.** p. 267—413.
75. Zólyomi in Kolozsváry, G. (1935) Neue Beiträge zur Biologie der Tierwelt der ungarländischen Junipereten. Folia Zoolog. et Hydrobiol. Riga p. 204—206.
76. Zsolt, J.: (1943) A Szentendrei-sziget növénytakarója. — Die Vegetation der Donau-Insel Szentendre. Index Horti Bot. Univ. Budapest **6.** p. 1—20, tab. 1—7.

EXPLICATION DES TABLEAUX

Brometum tectorum

B. t. secaletosum Tab. 1.

1. Duna—Tisza köze (Pays entre le Danube et la Tisza) environs de Budapest, Rákoskeresztur 10 relevés à 20 m² T. Pócs (Botanikai Közl. **45.** 1954. 285—6)
2. Ile de Szentendre du Danube, dép. de Pest 7 relevés à 25 m² J. Zsolt (Index horti bot. univ. Budapest **6.** 1943. tab. 1.)
3. Duna—Tisza köze (Pays entre le Danube et la Tisza) : Nagykőrös, dép. de Pest. Z. Hargitai (Botanikai Közl. **37.** 1940. 211—212, *Brometum tectorum danubiale)*
4. Burgenland resp. Petite Plaine Hongroise, près le lac Fertő = Neusiedler See : Seewinkel 12 relevés à 1—4 m² H. Bojko (Beih. Botan. Cbl. B. **51.** 1934. 630—638. *Brometum tectorum)*
5. — — — 11 relevés à (1—)4 m² H. Bojko l. c. 638—643. *Tortula ruralis — Sedum* „Gesellschaft" = fac. *syntrichiosum*
6. — — — 10 relevés à 1—4 m² H. Bojko l. c. 646—650. *Equisetetum ramosissimi* = fac *equisetosum ramosissimi)*
7. Kis-Alföld (Petite Plaine Hongroise), dép. de Komárom et de Győr : 4 localités 5 relevés à 25 m² A. Borhidi (Acta Bot. Acad. Scient. Hung. **II.** 2. 1956. tab. 3.)
8. Nyírség, dép. de Hajdú—Szabolcs : 16 relevés à 25 m² (5 localités) R. Soó (Botanikai Közl. **36.** 1939. 95—96)

B. t. cynodontetosum

9. comme No 3. Z. Hargitai l. c. 212—213. *Brometum tectorum*
10. Duna—Tisza köze (Pays entre le Danube et la Tisza) région de Kecskemét (dép. de Bács-Kiskun) et Szeged (dép. de Csongrád) P. Magyar (Erdészeti Kísérletek. Forstliche Versuche **35.** 1933. 28—30. *Cynodon dactylon* ass. = *Brometum tectorum cynodontetosum)*
11. Yougoslavie, Banat, Deliblatska Peščara (Sables de Deliblato) 6 relevés à 15—100 m² Stjepanović—Veseličić (Vegetacia Deliblatske Peščare Acad. Serb. Monogr. **216.** 1953. tab. 1. *Corispermum nitidum-Polygonum arenarium* ass. = aspect d'automne.)

Accidentales : *Nigella arvensis* (8), *Consolida regalis* (4), *Pulsatilla hungarica* (8,) *Clematis recta* (2), *Thalictrum minus* (8), *Adonis vernalis* (5), *Rubus caesius* (2), *Rosa canina* (6), *Melilotus officinalis* (5 : 1—3 II), *Trifolium campestre* (5,7), *Anthyllis vulneraria* (6), *Tetragonolobus maritimus* (6), *Lotus tenuifolius* (6 : 1—2), *Onobrychis arenaria* (6 : 1—3 II), *Vicia hirsuta* (7), *V. tenuifolia* (5), *V. villosa* (8), *V. lathyroides* (3,8), *Lathyrus tuberosus* (2), *Knautia arvensis* (5,8), *Linum austriacum* (6), *L. perenne* (7), *Geranium molle* (7), *G. columbinum* (7), *Euphorbia pannonica* (5), *E. virgata* (6), *Cynoglossum officinale* (1 : III ?), *Lappula myosotis* (7), *Anchusa officinalis* (5, 7), *Myosotis hispida* (5), *Lithospermum arvense* (8), *Echium vulgare* (6 : 1—3 II, 8), *Salvia nemorosa* (10), *S. pratensis* (8,10), *Solanum dulcamara* (10), *Verbascum phoeniceum* (2, 10), *V thapsiforme* (10), *V. phlomoides* (7, 8), *V. lychnitis* (1 : III), *Veronica spicata* (9), *V. dillenii* (8), *V, serpyllifolia* (7), *Odontites lutea* (10), *Erucastrum nasturtiifolium* (6), *Lepidium draba* (5), *Capsella bursa-pastoris* (2), *Turritis glabra* (8), *Sisymbrium sophia* (7), *Camelina microcarpa* (5), *Reseda lutea* (4, 5), *Helianthemum ovatum* (2), *H. nummularium* (3), *Solidago virga-aurea* (10), *S. gigantea* (2), *Bellis perennis* (5), *Aster linosyris* (2), *Xanthium strumarium* (11), *Chrysanthemum leucanthemum* (7), *Artemisia pontica* (5), *Carduus nutans* (5), *Cirsium vulgare* (2), *Centaurea jacea* (6), *C. scabiosa* (6), *Tragopogon dubius* (7), *T. orientalis* (8), *Picris hieracioides* (2), *Scorzonera cana* (5), *Crepis setosa* (8), *C. biennis* (7), *Hieracium pilosella* (10), *H. umbellatum* (8), *Melandrium viscosum* (5), *M. album* (1, 8), *Tunica prolifera* (3, 8), *Dianthus pontederae* (8), *Saponaria officinalis* (1, 8), *Cerastium pumilum* (5, 6 : 2—3), *Holosteum umbellatum* 3, 7 : III), *Chenopodium aristatum* (1), *Ch. album* (1 : III), *Anagallis arvensis* (2), *Polygonum convolvulus* (5), *Rumex acetosa* (8), *Thesium ramosum* (2), *Allium sphaerocephalum* (3), *A. flavum* (3), *Ornithogalum gussonei* (5), *Muscari comosum* (8, 10), *Asparagus officinalis* (8,10), *Luzula campestris* (5), *Bromus erectus* (1), *B. sterilis* (1, 8), *Brachypodium pinnatum* (5); *Poa annua* (7), *Melica ciliata* (6 : 3), *Agropyron intermedium banaticum* (11), *A. repens* (10), *Phragmites communis* (2, 5), *Eragrostis pooides* (1), *Agrostis tenuis* (10), *Apera spica-venti* (8), *Phleum phleoides* (2, 8), *Stipa capillata* (2, 10), *S. pennata* (2), *Anthoxanthum odoratum* (8), *Setaria viridis* (11).

Barbula unguiculata (5), *Bryum sp.* (1 : III, 6), *Camptothecium lutescens* (5), *Ceratodon purpureus* (1), *Parmelia conspersa* (7 : III).

Ad 8 : Mycophyta (Ubrizsy Acta Geobot. Hung. **5.** 1943. 275). *Bovista plumbea* (1 V), *Disciseda debreceniensis* (2 V), *D. circumscissa* (1 IV), *Mycenastrum corium* (1 III), *Calvatia candida* (1 I), *Marasmius oreades* (1 II), *Naucoria semiorbicularis* (1 I).

Festucetum vaginatae

a) *F. v. arrabonicum* Tab. 2

1. Kis-Alföld (Petite Plaine Hongroise) dép. de Komárom, de Győr, de Fejér : 5 localités 13 relevés, à 25 m², A. BORHIDI (Acta Botan. Acad. Hung. **II.** 2. 1956).
2. Transdanubie mérid. dép. de Zala : Nagykanizsa—Sormás, Homokkomárom, 5 relevés, à 25 m², T. PÓCS ined.
3. Mt. Bakony, au bord de Kis-Alföld (Petite Plaine Hongroise) : Bakonyszentlászló—Fenyőfő, dép. de Veszprém, 2 relevés, à 100 m² R. SOÓ (Magy. Biol. Int. M. **4.** 1931. 297.), 2 relevés a 25 m², A. BORHIDI (Acta Botan. Acad. Hung. **II.** 2. 1956).
4. Slovaquie mérid. (Petite Plaine Hongroise) Autrefois dép. d'Esztergom : Csenke (Cenkov), 10 relevés, J. ŠMARDA „Ass. *Festuca vaginata-Helianthemum fumana*, facies *Helianthemum fumana*, facies *Stipa pennata*, facies *Stipa capillata*" (Biologia Casopis Slov. Akad. Vied. **8.** 1953. 511—515 — Transitus ad *Fest. vag. danubiale*).

b) *F. v. danubiale*

5. Kis-Alföld (Petite Plaine Hongroise) dép. d'Esztergom, de Komárom, de Győr : 7 localités, 15 relevés à 25 m² A. BORHIDI 1. c. p.
6. Siófok près le lac Balaton (dunes littorales) dép. de Somogy, 5 relevés, à 15 m² R. SOÓ (Magy. Biol. Int. M. **3.** 1930. 32—33).
7. Ile de Szentendre du Danube, dép. de Pest. 15 relevés â 25 m² J. ZSOLT (5 rel. de la facies *lichenosum*) (Index Horti Bot. Univ. Budapest, **6.** 1943. Tab. 2.)
8. Duna—Tisza köze (Pays entre le Danube et la Tisza) dép. de Pest : Vácrátót, Veresegyháza, 20 relevés, I. KÁRPÁTI (Acta Botan. Acad. Hung. **I.** 1954. 139—145.) 1 relevé ZÓLYOMI (Növényföldrajzi Tanfolyam jegyzete 1951. 181).
9. — environs de Budapest : Rákoskeresztur, 10 relevés à 20 m° T. PÓCS (Botanikai Közlemények **45.** 1954. 287—288.)
10. — dép. de Pest, 6 localités : Budapest, Csepel, Ócsa, Farmos, Monor, 6 relevés à 100—200 m² R. SOÓ (Journal of Ecology **17.** 1929. 342—345.)
11. — dép. de Pest : Nagykőrös, Z. HARGITAI (Botanikai Közlemények **37.** 1940. 218—219.)
12. — : Pótharaszti, Szikra, Nagynyír, environs de Kecskemét, dép. de Bács-Kiskun, Z. HARGITAI 1. c. 222—223.
13. — environs de Kecskemét (dép. de Pest) et de Szeged : Királyhalom (dép. de Csongrád) P. MAGYAR (Erdészeti Kísérletek, Forstliche Versuche **35.** 1933. 15—20. *Festucetum vaginatae* subass. *Festuca vaginata*).
14. — environs de Kecskemét (dép. de Pest) : Ballószeg etc. 105 relevés de 10 assoc. non publiées par P. MAGYAR.
15. — environs de Szeged (dép. de Csongrád) 98 relevés de 10 assoc. non publiées par le Prof. P. MAGYAR
16. — comme le No 13 P. MAGYAR 1. c. *Festucetum vaginatae* subass. *Stipa capillata*, complété par les dates des relevés non publiés du Prof. P. MAGYAR : subass. *stipetosum capillatae.*
17. — comme le No 13. P. MAGYAR 1. c. *Festucetum vaginatae* subass. *Stipa joannis (pennata)*, complété par les dates des relevés non publiés du Prof. P. MAGYAR : subass. *stipetosum pennatae.*
18. — comme le No 13. P. MAGYAR 1. c. *Festucetum vaginatae* subass. *Fumana vulgaris:* subass. *fumanetosum.*
19. — environs de Nagykőrös, dép. de Pest, Z. HARGITAI 1. c. 219—220. *Festucetum vaginatae holoschoenetosum.*
20. — environs de Nagykőrös, dép. de Pest, Z. HARGITAI 1. c. 220—221. *Festucetum vaginatae salicetosum rosmarinifoliae.*
21. — comme le No 13, P. MAGYAR 1. c. *Salicetum rosmarinifoliae* subass. *Salix rosmarinifolia:* subass. *salicetosum rosmarinifoliae.*
22. — comme le No 13. P. MAGYAR 1. c. *Salicetum rosmarinifoliae* subass. *Festuca vaginata:* subass. *salicetosum rosmarinifoliae.*
23. — région de Nagykőrös. Z. HARGITAI 1. c. 223—224. *Calamagrostis epigeios* ass. : subass. *calamagrostetosum.*
24. — dép. de Pest : Szabadszállás, Kunadacs, Baracs et Kis-Alföld dép. de Győr : Felpéc, 9 relevés à 25 m² A. BORHIDI inedit.: subass. *juniperetosum.*

c) *F. v. deliblaticum*

25. Yougoslavie, Banat, Deliblatska Pescara (Sables de Deliblato) 8 relevés à 25 m² STJEPANOVIĆ-VESELIČIĆ (Acad. Serbe Monogr. **216.** 1953. tab. 2.) : *Fest. delibl. fumanetosum.*
26. — 24 relevés à 16—25 m² STJEPANOVIĆ-VESELIČIĆ l. c. *Fest. delibl. typicum* et *muscetosum.*
27. — 8 relevés á 25 (50) m² STJEPANOVIĆ-VESELIČIĆ l. c *Fest. delibl. stipetosum joannis.*
28. — 15 relevés à 25 (50—100) m² STJEPANOVIĆ-VESELIČIĆ l. c. tab. 6. *Fest delibl. salicetosum rosmarinifoliae.*

Accidentales : *Equisetum palustre* (28), *Consolida regalis* (13), *Ranunculus polyanthemos* (19), *Adonis vernalis* (5), *Fragaria vesca* (20), *Melilotus officinalis* (20), *M. albus* (20, 21), *Medicago lupulina* (14), *Genista elata* (23), *Trifolium pratense* (21), *Dorycnium germanicum* (10), *Tetragonolobus maritimus* (21, 28), *Lotus corniculatus tenuifolius* (21), *Astragalus cicer* (23), *Vicia villosa* (20), *Euonymus europaeus* (7), *Seseli osseum* (2, 12), *Asperula glauca* (1), *Valeriana officinalis* (23), *Erodium cicutarium* (2, 16), *Centaurium minus* (23), *Vinca herbacea* (10), *Blackstonia serotina* (21), *Ligustrum vulgare* (7), *Cynoglossum officinale* (19), *Lappula myosotis* (10, 12,) *Anchusa italica* (1), *Myosotis arvensis* (1), *Echium vulgare* (2, 19), *Prunella vulgaris* (21, 23), *Marrubium peregrinum* (14), *Salvia nemorosa* (10), *Veronica arvensis* (10), *V. dillenii* (11), *V. prostrata* (10), *Melampyrum arvense* (14), *M. barbatum* (5), *Odontites rubra* (3), *Orobanche alba* (4), *O. coerulescens* (5), *Viola arvensis* (1, 10), *Campanula glomerata* (19), *Filago arvensis* (8), *Achillea asplenifolia* (21), *Senecio integrifolius* (24), *Cirsium pannonicum* (1), *C. arvense* (24), *Cichorium intybus* (21), *Crepis capillaris* (6), *Hieracium auriculoides* (10), *H. bifidum* (10), *H. rothianum* (1), *Saponaria officinalis* (1, 24), *Minuartia viscosa* (1), *Cerastium pumilum* (4 : 1—2 III anne *semidec.?) C. glomeratum* (4), *Chenopodium album* (8), *Ch. polyspermum* (24), *Populus italica* (14, culta), *Ornithogalum umbellatum* (4), *Muscari racemosum* (7), *M. comosum* (19), *Anthericum ramosum* (2, 5), *Polygonatum odoratum* (5), *Orchis morio* (1), *O. militaris* (1), *O. coriophora* (1), *Bromus secalinus* (1), *B. sterilis* (14), *Festuca valesiaca* (4), *Poa annua* (7), *Agropyron repens* (1, 21), *Apera spica-venti* (8), *Digitaria sanguinalis* (8), *Setaria glauca* (7),

Hypnum cupressiforme (1), *Pterygoneurum pusillum* (4), *Pottia lanceolata* (4), *Brachythecium albicans* (4),

Cladonia pyxidata (4), *C. silvatica* (12), *C. mitis* (11), *Parmelia pulvinaris* (1, 3), *Caloplaca fulgens* (7), *Psora decipiens* (7), *Diploschistes parasiticus* (7), *Collema granulatum* (7), *Tulastoma mammosum* (4).

Festuceto-Corynephoretum

a) *F.-C. moravicum* Tab. 3

1. Slovaquie, Zahoria : Morvamező, Moravska Pole 12 relevés à 25x 100 m², J. KLIKA (Beih. Bot. Cbl. B. **42.** 1934.) *Festuca vaginata-Dianthus serotinus* ass. : *F.-C. moravicum*
2. — 12 relevés à 25 m² E. KRIPPEL (AICHINGER-Festschrift **1.** 1954. 636—641.) *Festuca dominii-Dianthus serotinus* ass. : *F.-C. moravicum.*
3. — 10 relevés à 35—90 m² E. KRIPPEL l. c. 641—643. *Corynephorus canescens-Thymus angustifolius* ass. : *F.-C. moravicum Corynephorus facies.*
4. — 4 relevés J. ŠMARDA (Biologia Časopis Slov. Acad. Vied. **8.** 1953. 518—519.) *Festuca vaginata-Corynephorus canescens* ass. : *F.-C. moravicum.*

b) *F.-C. arrabonicum* (incl. *croaticum*)

5. Kis-Alföld (Petite Plaine Hongroise) dép. de Győr et de Veszprém : 7 localités, 15 relevés à 25 m² A. BORHIDI (Acta Botan. Acad. Hung. **II.** 2. 1956.)
6. Transdanubie mérid., dép. de Somogy : Darány, Mike, Kutas-Nagybajom, 9 relevés à 25 m² A. BORHIDI inedit.
7. Croatie, sables près le fleuve Drave, 8 localités, aux environs de Durdevac, 38 relevés à 25—2000 m², I. SOKLIĆ (Biljni sviet Podravsih Piesaka, 1943. tab.)

c) *F.-C. danubiale*

8. Duna—Tisza köze (Pays entre le Danube et la Tisza) : Nagykőrös (dép. de Pest) Z. HARGITAI (Botanikai Közlemények **37.** 1940. 216—219.)

cinalis (5), *Stellaria media* (8), *Cerastium pumilum* (4 : 1—2 III), *Chenopodium album* (7, 9), *Polygonum aviculare* (9), *Salix rosmarinifolia* (6), *Allium sphaerocephalum* (7, 9), *Gagea pratensis* (10), *Muscari comosum* (5, 9), *Iris variegata* (6), *Carex tomentosa* (9), *Bromus secalinus* (5), *B. mollis* (8, 9), *Festuca rubra* (5), *F. pseudovina* (9), *Poa compressa* (5), *Lolium perenne* (9), *Koeleria gracilis* (9 : II), *Agrostis alba* (7), *Apera spica-venti* (7, 9), *Phleum phleoides* (8, 9), *Tragus racemosus* (7), *Digitaria sanguinalis* (9), *Setaria viridis* (7), *Andropogon ischaemum* (9), *Agropyron repens* (9), *A. intermedium* (9), (culta in 7 : *Pinus silvestris*, *P. nigra*, *Robinia pseudo-acacia*, *Vitis vinifera*).

Barbula convoluta (5), *Bryum caespititium* (4), *Dicranum scoparium* (6), *Tortella inclinata* (7 : 1 = 2 II).

Cladonia fimbriata (1), *C. convoluta* (4 : III), *C. rangiferina* (4), *C. silvatica* (4 : II), *C. pyxidata* (4), *C. chlorophaea* (7), *C. cornuto-radiata* (7), *C. mitis* (7), *Cetraria aculeata* (7), *C. islandica* (4), *Cornicularia aculeata* (3), *Parmelia conspersa* (8), *Peltigera errumpens* (4), *P. rufescens* (4).

Lycoperdon furfuraceum (4), *L. pusillum* (4), *Disciseda circumscissa* (4),

ad 9 : Mycophyta (UBRIZSY : Acta Geobot. Hung. **5.** 1943. 274—275.) *Bovista plumbea* (1, V), *Disciseda debreceniensis* (1 V), *Astraeus stellatus* (1 II), *Secotium agaricoides* (1 I), *Hygrophorus ceraceus* (1 II), *Marasmius oreades* (1 II), *Naucoria mycenopsis* (1 I), *Lycoperdon furfuraceum* (1 III), *L. gemmatum* (1 I), *L.* sp. (1 I), *Tulostoma fimbriatum* (1 II), *T. granulosum* (1 I), *Geaster* sp. (1 I).

d) *F.-C. tibiscense*

9. Nyirség, dép. de Hajdu—Szabolcs : 34 relevés à 25—200 m², 8 localit., R. Soó (Botanikai Közlemények **36.** 1939. 93—99.)
10. — Carex stenophylla facies, 8 relevés à 25 m² R. Soó l. c. 98—99.

Accidentales : *Equisetum arvense* (3), *Nigella arvensis* (9), *Thalictrum minus* (9), *Berberis vulgaris* (8), *Crataegus monogyna* (9), *C. oxyacantha* (2), *Sedum maximum* (9), *Saxifraga tridactylites* (9), *Sarothamus scoparius* (7), *Cytisus ratisbonensis* (9), *Medicago lupulina* (7), *Coronilla varia* (9), *Vicia hirsuta* (9), *V. villosa* (5, 9), *V. sordida* (5, 9), *Pimpinella saxifraga* (5, 8), *Seseli annum* (9), *Daucus carota* (9), *Galium pedemontanum* (5), *Asperula cynanchica* (9) *Erodium cicutarium* (5, 6), *Cynanchum vincetoxicum* (9) *Convolvulus arvensis* (7, 9), *Cynoglossum officinale* (6, 9), *Anchusa officinalis* (5, 9), *Myosotis collina* (9), *Echium vulgare* (9), *Thymus marschallianus* („*brachyphyllus*" 9), *Verbascum phlomoides* (5), *V. lychnitis* (6), *V. nigrum* (6), *V. phoeniceum* (9), *Veronica prostrata* (9), *V. spicata* (8, 9), *V. arvensis* (9), *Orobanche alba* (4), *Papaver dubium* (6), *Draba nemorosa* (9), *Lepidium ruderale* (9), *Alyssum alyssoides* (6), *Berteroa incana* (9), *Viola arvensis* (5), *V. tricolor minima* (6 : II), *Campanula glomerata* (5), *C. rotundifolia* (9), *Solidago virga-aurea* (8), *Erigeron acer* (3), *Achillea millefolium pannonica* (5), *Senecio integrifolius* (8, 9), *S. tenuifolius* (9), *S. vulgaris* (6), *Centaurea rhenana* (2), *Tragopogon orientalis* (9), *Taraxacum officinale* (5), *Crepis rhoeadifolia* (7 : III), *C. setosa* (9), *Hieracium umbellatum* (9), *Silene cucubalus* (7), *Dianthus diutinus* (8), *D. pontederae* (8, 9), *Saponaria offi-*

Astragalo-Festuеetum sulcatae

Tab. 4.

a) *A. F. s. danubiale*

1. Wiener Becken (Bassin de Vienne) près Marchegg, Lasse etc. 3 localités, 7 relevés à 80—250 m², R. KNAPP (1944 : Über steppenartige Trockenrasen im Marchfeld und am Neusiedler-See.) *Astragalo-Stipetum zayense festucetosum vaginatae* et *typicum* = (*A.-S. subvindobonense* Knapp l. c.)
2. Kis-Alföld (Petite Plaine Hongroise) : dép. de Komárom, de Győr, de Fejér, 7 localités, 15 relevés à 25 m², A. BORHIDI (Acta Botan. Acad. Hung. II. 2. 1956.)
3. — dép. de Veszprém : Pápakovácsi 10 relevés à m², P. TALLÓS (Erdészeti Kutatások 1954. N° 4. Annexe, p. 14—15. *Chrysopogonetum grylli*).
4. Ile de Szentendre du Danube dép. de Pest, 15 relevés a 25 m², J. ZSOLT (Index Horti Bot. Univ. Budapest **6.** 1943. tab. 3.)
5. Duna—Tisza köze (Pays entre le Danube et la Tisza), environs de Budapest, Rákoskeresztur, 10 relevés à 20 m², T. PÓCS (Botanikai Közlemények **45.** 1954. 288. tab. *Festucetum sulcatae festucetosum strictae*).
6. — : environs de Kecskemét (dép. de Bács-Kiskun) et de Szeged (dép. de Csongrád) P. MAGYAR (Erdészeti Kísérletek, Forstliche Versuche **35.** 1933. 26—28.)

7. — au même lieu, P. MAGYAR l. c. 21—24. *Calamagrostis epigeios* ass : = *Festucetum sulcatae calamagrostetosum.*
8. — Kunadacs (dép. de Pest), 5 relevés à 25 m², A. BORHIDI inedit. = *A.-F. s. juniperetosum.*
9. — région de Nagykőrös (dép. de Pest) Z. HARGITAI (Botanikai Közlemények **37.** 1940. 224—228. *Festucetum sulcatae danubiale*).
10. — au même lieu, Z. HARGITAI l. c. *Chrysopogonetum grylli* = *A.-F. s. chrysopogonetosum.*

b) *A.-F. s. tibiscense*

11. Nyírség, dép. de Hajdú—Szabolcs, 22 relevés à 25 m², 7 localités, R. SOÓ (Botanikai Közlemények **36.** 1939. 101—103.)
12. — 5 relevés à 25 m², 3 localités, R. SOÓ l. c. complété (Acta Botan. Acad. Hung. **I.** 1955. 321. *Chrysopogonetum grylli* = *A.-F. s. tibiscense chrysopogonetosum*)

c) *A.-F. s. deliblaticum*

13. Yougoslavie, Banat, Deliblatska Peščara. 20 relevés à 25—(40) m² STJEPANOVIĆ—VESELIČIĆ (Acad. Serbe Monogr. **216.** 1953. tab. 3.) *Koelerieto-Festucetum wagneri typicum* et *Stipetosum capillatae.*
14. — 25 relevés à 25—(50) m² STJEPANOVIĆ-VESELIČIĆ l. c. tab. 4 *Chrysopogonetum pannonicum* = *A.-F. s. deliblaticum chrysopogonetosum.*

Accidentales : *Botrychium lunaria* (1 II), *Equisetum arvense* (8), *Ephedra distachya* (4), *Nigella arvensis* (4), *Ranunculus bulbosus* (1), *R. acer* (3, 4), *Pyrus pyraster* (4), *Potentilla recta* (11), *P. heptaphylla* (11), *Rubus caesius* (7), *Sedum hispanicum* (13), *S. acre* (1, 4), *S. hillebrandii* (4), *Saxifraga bulbifera* (4, 11), *S. tridactylites* (9 : 1—2, 11), *Genista tinctoria* (14), *Cytisus austriacus* (2), *Ononis spinosa foetens* (1), *Melilotus albus* (7), *Trifolium dubium* (2), *T. fragiferum* (10), *T. alpestre* (2), *T. repens* (?, 6), *Trigonella monspeliaca* (6), *Lotus corniculatus tenuifolius* (3), *Hippocrepis comosa* (2), *Vicia hirsuta* (8), *V. tenuifolia* (2), *V. villosa* (11), *V. angustifolia* (11), *Robinia pseudoacacia* (9), *Oenothera biennis* (4, 9, 11), *Lythrum virgatum* (10), *Thymelaea passerina* (2), *Dictamnus albus* (9), *Ailanthus peregrina* (4), *Polygala vulgaris* (3), *P. amarella* (2), *Acer tataricum* (9), *Euonymus europaeus* (4), *Trinia glauca* (14), *Falcaria vulgaris* (1, 7, 14), *Daucus carota* (3 : V), *Valerianella locusta* (11), *Erodium cicutarium* (9), *Geranium pusillum* (11), *Linum tenuifolium* (4 : 1 II), *Alkanna tinctoria* (8), *Nonea pulla* (4), *Pulmonaria mollissima* (11), *Myosotis micrantha* (9, 11), *Lithospermum arvense* (7, 9, 11), *L. officinale* (7 : II), *Ajuga genevensis* (8), *Nepeta pannonica* (11), *Prunella laciniata* (3), *Origanum vulgare* (9), *Thymus praecox* (2), *Th. austriacus* (1 : III), *Solanum dulcamara* (4), *Verbascum thapsus* (2), *Veronica teucrium* (2), *V. verna* (4), *V. dillenii* (9), *V arvensis* (1, 5, 11), *Rhinanthus minor* (1, 2), *Melampyrum cristatum* (9), *M. debreceniense* (11), *Odontites lutea* (1 : IV, 7 : III), *Orobanche ramosa* (9), *O. coerulescens* (2), *O. alba* (2), *Plantago indica* (4), *Rapistrum perenne* (1, 4), *Lepidium campestre* (4), *Alyssum alyssoides* (1, 7 : II), *Berteroa incana* (4), *Arabis hirsuta* (1, 2), *A. auriculata* (14), *Turritis glabra* (2, 11), *Syrenia cana* (2), *Sisymbrium orientale* (14), *Arabidopsis thaliana* (11), *Camelina microcarpa* (7), *Reseda lutea* (1, 4), *Fumana procumbens* (4), *Viola hirta* (3), *V. arvensis* (7 : II), *Campanula bononiensis* (11), *C. rapunculoides* (14), *Erigeron acer* (4), *Inula britannica* (4), *Echinops ruthenicus* (2), *Centaurea axillaris* (12), *C. scabiosa* (1 : II, 11), *Cichorium intybus* (6), *Hypochoeris maculata* (9), *Taraxacum serotinum* (14), *Hieracium hoppeanum* (4 : 1—4), *H. auriculoides* (9, 11), *H. umbellatum* (7 : III, 11), *Lychnis coronaria* (9), *Silene multiflora* (11), *Holosteum umbellatum* (9), *Stellaria media* (2, 9), *Cerastium pumilum* (1 : II), *Corylus avellana* (9), *Quercus cerris* (4, culta), *Qu. robur* (1, 9), *Gagea pusilla* (9), *Allium angulosum* (9), *A. moschatum* (4), *Colchicum autumnale* (4)?., *Ornithogalum umbellatum* (9, 11), *O. gussonei* (1), *Polygonatum odoratum* (4), *Iris hungarica* (11), *Juncus articulatus* (10), *Epipactis atrorubens* (7), *Orchis coriophora* (2), *O. militaris* (1, 2), *Anacamptis pyramidalis* (4), *Bromus erectus* (3), *B. sterilis* (2), *Brachypodium pinnatum* (1), *Melica transsilvanica* (4), *Lolium perenne* (4), *Corynephorus canescens* (9), *Hirochloe odorata* (11), *Tragus racemosus* (9), *Setaria viridis* (9, 10), *S. glauca* (11),
Rhynchostegium megapolitanum (5),

Potentillo-Festucetum pseudovinae

Tab. 5

1. Burgenland resp. Petite Plaine Hongroise, près le lac Fertő = Neusiedler-See : Seewinkel 12 relevés à 4 m² H. BOJKO (Beih. Botan. Cbl. B. **51.** 1934. 651—664.) *Potentilletum arenariae*[1])
2. Au même lieu, 10 relevés à 4 m² H. BOJKO l. c. 675—689. *Festucetum pseudovinae* (No. 1—4, 10 —12, 15—16, 20.)[2]

3. Au même lieu, 18 relevés à 1—4—20 m² H. Bojko l. c. 665—675. *Cynodontetum* (excl. No. 1)—11.) *P.-F. pseudovinae cynodontetosum*[3])
4. Duna—Tisza köze (Pays entre le Danube et la Tisza) dép. de Pest : Gödöllő, Máriabesnyő, 16 relevés à 4 m², M. Kovács (Agrártudományi Egyetem Agronómiai Kar kiadványai **1.** 1954. tab. 5.)
5. Nyirség, dép. de Hajdu-Szabolcs : 24 relevés à 25 m², 5 localités, R. Soó (Botanikai Közlemények **36.** 1939. 101—103. et Acta Botan. Acad. Hung. 1. 1955. 321—329.)
6. — 3 relevés à 25 m², 2 localités, R. Soó l. c. 103. *Poa bulbosa-Carex supina* consoc.
7. Yougoslavie, Banat, Deliblatska Peščara, 8 relevés à 25 m², Stjepanović-Veseličić (Acad. Serbe Monogr. **216.** 1953. tab. 5) *Festuceto-Potentilletum arenariae festucetosum wagneri.*
8. Au même lieu, 10 relevés à 25 (40) m², Stjepanović-Veseličić l. c. *F.-P. arenariae festucetosum vallesiacae* (au même lieu, 7 relevés du *P.-F. pseudovinae cynodontetosum* sans *Potentilla arenaria*, avec *Cynodon* 3—4 V.)

[1] ex Wendelberger (Aichinger-Festschrift 592,569.): = p. maj. p. *Festuca pseudovina-Carex stenophylla* ass. Wendelberger.

[2] ex Wendelberger (l. c. 593, 596.) partim „*Astragalo-Stipetum*" (relevés No. 5—9, 13—14, 17—9.) = *Festucetum sulcatae hungaricum*, partim „*Festucetum pseudovinae* (Rapaics) Knapp = *Achilleeto-Festucetum pseudovinae* (Soó), d'après mon opinion seulement *Potentillo Festucetum pseudovinae.*

[3] ex Wendelberger (l. c. 595, 597.) = p. maj. p. *Festuca pseudovina-Centaurea pannonica* ass. (Klika 1937. p. p.) Wendelb., Weide-Stadium.

Accidentales : *Equisetum arvense* (4), *Nigella arvensis* (4), *Adonis aestivalis* (2), *Pulsatilla grandis* (5 : 1—2), *Ranunculus illyricus* (4), *Fragaria moschata* (4), *Potentilla anserina* (3), *P. supina* (3), *Sanguisorba minor* (2), *Rosa canina* (2), *Sedum acre* (1), *Saxifraga bulbifera* (4, 5), *Cytisus hirsutus* (2), *Medicago varia* (5), *Trifolium pratense* (2 : 1—2 II), *T. repens* (5), *T. montanum* (4), *T. alpestre* (5), *T. medium* (2), *T. retusum* (2), *Lotus corniculatus tenuifolius* (3 : 2—3), *Onobrychis arenaria* (5), *Lathyrus pratensis* (4), *Vicia hirsuta* (2 : 1—2), *Seseli annuum* (5), *S. varium* (2, 4), *Peucedanum arenarium* (7), *Galium cruciata* (2, 4), *G. vernum* (8), *Asperula glauca* (2), *Valerianella locusta* (4 II), *Malva neglecta* (3), *Linum catharticum* (3), *Centaurium uliginosum* (3), *Cynanchum vincetoxicum* (5), *Lappula myosotis* (5), *Cynoglossum officinale* (2), *C. hungaricum* (5), *Echium rubrum* (5), *Ajuga genevensis* (1, 2, 4), *Marrubium vulgare* (5), *Salvia aethiopis* (2, 5), *Thymus marschallianus* (5 *brachyp yllus*), *Verbascum blattaria* (5), *V. phlomoides* (5), *Linaria genistifolia* (1, 3), *Veronica incana* (5), *Rhinanthus minor* (2), *Rh. glaber* (3), *Odontites rubra* (3), *Plantago indica* (5 : 1—2), *P. maritima* (3 : 1—2 II), *Papaver rhoeas* (2), *Lepidium campestre* (2), *L. draba* (2), *Thlaspi perfoliatum* (4), *Capsella bursa-pastoris* (3, 4), *Alyssum tortuosum* (7), *A. montanum gmelini* (5), *Berteroa incana* (4, 5), *Draba nemorosa* (4), *Arabis auriculata* (4), *Aster tripolium pannonicus* (3), *Erigeron acer* (2), *E. canadense* (4), *Filago germanica* (2), *F. arvensis* (4 : II), *Gnaphalium uliginosum* (5), *Inula britannica* (3), *Anthemis ruthenica* (5), *Artemisia pontica* (5), *Senecio jacobaea* (2), *Carduus acanthoides* (2), *Onopordon acanthium* (3), *Xanthium spinosum* (3), *Centaurea pannonica* (2, 4), *C. micrantha* (4), *C. sadleriana* (4 : 1—2 IV), *Cichorium intybus* (3), *Leontodon autumnalis* (3), *Scorzonera cana* (2), *Tragopogon orientalis* (2), *T. dubius* (2, 4 : 1—2), *Chondrilla juncea* (4, 8), *Crepis tectorum* (2, 5), *C. rhoedifolia* (4 : 1—2), *Hypericum perforatum* (1, 5), *Silene cucubalus* (4), *Gypsophila muralis* (5), *G. paniculata* (5), *Stellaria graminea* (4), *Holosteum umbellatum* (2), *Sagina procumbens* (5), *Salsola kali ruthenica* (5), *Herniaria glabra* (5), *Polycnemum arvense* (5), *Rumex acetosa* (4 : 1 V), *R. acetosella* (4), *Triglochin palustre* (3), *Gagea pusilla* (5), *Ornithogalum umbellatum* (4, 5), *Muscari comosum* (2), *M. tenuiflorum* (2), *Asparagus officinalis* (4), *Juncus gerardi* (3), *Orchis morio* (5 : 1—2), *O. mascula signifera* (1), *Carex praecox* (4, 5), *C. distans* (3), *C. hirta* (2 : 1—3, 4), *Bromus tectorum* (5), *Festuca vaginata* (5), *Poa annua* (2), *P. compressa* (3 : 4), *Sesleria uliginosa* (4), *Agropyron intermedium* (5), *Phragmites communis* (1, 3), *Holcus mollis* (1), *Arrhenatherum elatius* (2, 4), *Agrostis alba* (3), *Alopecurus pratensis* (4), *Stipa pennata* (2).

Barbula fallax (1), *Didymodon rigidulus* (3), *Funaria hygrometrica* (1), *Cladonia sp* (3).

QUANTITATIVE CHANGES IN THE DESOXYRIBONUCLEIC AND RIBONUCLEIC ACID CONTENT OF THE CELLS OF PEA ROOT

By

J. Südi and M. Maróti

INSTITUTE OF PLANT PHYSIOLOGY, LORÁND EÖTVÖS UNIVERSITY, BUDAPEST

(Received 27 June, 1956)

Root cells, originating from seemingly homogeneous apical meristems, are subjected in the elongation zone to a significant increase in volume, connected with differentiation. The biochemical mechanisms accompanying and determining these morphological changes — though problems of capital importance in understanding many fundamental questions of plant physiology — are but incompletely known. The first step of studies directed to these problems is necessarily the determination of changes in quantitative composition of cells in the elongation zone. Data of this kind are acumulating in the literature from the early forties.

A number of publications of our Institute [18, 24, 25, 26] are concerned with the correlation between growth and nucleic acid (NA) content of different plant parts. In the investigations described below this correlation was sought in the dimension of cells. The data obtained are hoped to contribute to a more proper understanding of the role of NA in growth processes.

The experiments were based on the conception laid down by Brown and Broadbent [6] that makes possible the evaluation of data of exact biochemical measurements from the standpoint of cell physiology. Desoxyribonucleic acid-(DNA), ribonucleic acid-(RNA), total phosphorus-, and dry matter — content were measured, and average cell volume was computed in ten successive 1 mm sections of the young pea root (0—10 mm from the apex), and after cell counts were made in corresponding sections, data were expressed as contents of the „average root cell".

Data of average cell contents of these successive 1 mm sections describe changes, to which cells are subjected in the elongation zone of the root [6]. But in the present paper an attempt was also made to determine the time course of the above mentioned changes.

Materials and methods

In all the experiments a commercial sample of garden pea, *Pisum sativum* „Express" was used. The experimental plan was the same in all experiments: Pea was germinated for 48—72 hours; ten (nine) successive 1 mm sections were cut starting from the root apex, and

the corresponding sections were separately collected. After suitable quantity of the sections has been collected, cell counts, or fresh- and dry-matter measurements, or total phosphorus-, or DNA- and RNA- determinations were made. All determinations could not be done from one sample of sections, not even from seeds germinated on the same day. Parallel determinations, however, agreed so closely that this didn't even seem necessary.

About 40 seeds were germinated on two layers of filter paper wetted with 40 ml of distilled water in Petri dishes 14 cm in diameter. Incubation was effected in the dark, in thermostats, at 25° C. After 48—72 hours about 25% of the seedling roots were sectioned, using only those of 15—30 mm length, covered uniformly with root hairs and having no curvatures. Sectioning was done — after BROWN and RICKLESS [5] — with a simple device of two steel plates. The plates, mounted on each other, had surfaces parallel to $\pm 0{,}01$ mm. In the upper, 1 mm thick plate there were ten holes in a row. Roots inserted in the holes were sectioned with a scalpel slided along the steel surface.

For cell counts the method of BROWN and BROADBENT [6] was used with the following modification : in 5 ml glass tubes 50 sections were incubated with 0,5 ml chromic acid for 24 hours. After incubation they were shaken with glass beads, then 2 ml N NaOH was added and the suspension imbibed and blown out a few times with a fine capillary tube. Cell suspensions made in this way never showed any sign of sedimentation in 24 hours. Cell counts were made with the BUERKER haemocytometer, three drops being counted from every suspension. Counting the cells in $9 \cdot 10^{-4}$ ml from a drop, the deviation of the single counts was allways less than 5 per cent of the mean. Alkalinizing of the macerate was introduced in order to reduce — by recharging the suspended particles — their sticking to the positively charged glass surfaces (1). The effect was, however, rather the arrest of aggregation of the particles. This enabled us to use the standard BUERKER haemocytometer (with a depht of 1 mm). The disadvantage of alkalinizing, the disappearance of vacuolization did not impede the determination of total cell number. From the fourth 1 mm section till the tenth, cells-groups were very rarely found in the suspensions, but the tiny cells of the meristematic tissues were chiefly found in longitudinal rows of 2, 4, or 8.

For fresh weight and dry-matter content determinations 100 sections were used from each group. Dry matter was measured after drying at 80° C for 4 hours in an electric oven. By these latter measurements the weights to be estimated (about 20 mg) were low for the sensitivity of the balance used, and partly this is why parallels differ so much (Fig. 3.). Water contents of the sections were computed to express (in relative values) the increase in cell volume during cell development. The justification of this procedure is described in the work of ROBINSON and BROWN [28].

Total phosphorus measurements were made on 50 sections in each group. Phosphorus was estimated colorimetrically as reduced phosphor-molybdic acid, with the aid of a PULFRICH photometer. Reduction was achieved with the reagent of FISKE and SUBBAROW [11]. Preparation and purification of the reagents were done as requested by LOHMANN and JENDRASSIK [17].

For quantitative determination of DNA and RNA, phosphorus was estimated in the respective fractions of the extraction method of OGUR and ROSEN [20]. Since there are no generally applicable methods for quantitative measurement of DNA and RNA in biological materials [2], it is advisable to begin any series of new investigations with the control of phosphorus values of the respective fractions by the UV absorption of the bases and/or by colorimetric reactions for the sugars. The method of OGUR and ROSEN [20] is among the most suitable ones for this purpose, but we couldn't make use of any control measurements, since DNA or desoxyribose standard was not available for us, and orcine is no proper reagent for ribose in plant materials. Nevertheless, DNA and RNA values obtained exclusively by phosphorus determinations seem considerably reliable in the present investigation, since the method was originally worked out on maize roots [20], and was afterwards succesfully applied to different plant materials [21, 22, 23].

Treatment of data

The data for the successive 1 mm sections are presented in the Tables as average cell contents in the respective sections. Considering that any statistical treatment of the mean of only 3—4 single determinations would be inadvisable, Tables 1 to 3 contain the results of the individual measurements besides the mean computed from them. On the graphs, the time course of the change in average cell-content is figured. Unit of time is arbitrary. The figures are based on the following considerations set out under 1 and 2 establishing correlation between

„age of the cell" and its distance from the root apex (the term „age of the cell" stands for the time that elapsed since it underwent the last division in the apical meristem):

1. Firstly, we have to accept the assumption that the occurrence of cell divisions in the apical meristem of the pea root is accidental, without any daily rhythm, or decreasing (increasing) tendency under the experimental conditions and that, moreover, even their location in the basal portion of the apical meristem is disordered. — This is the opinion generally accepted in the literature, though not the only one [4]. — In this case the primary structure of roots is to be regarded as one made up of successive, transversal cell-layers, so that in these individual cell layers all the cells are of the same age. Taking for age of the cells the time that passed since they underwent the last division in the apical meristem, and assigning t_K to the constant difference in age of two successive cell layers, the age(t) of the n-th schematic cell layer is

$$t = n \cdot t_K \tag{1}$$

2. But if the number of cells in the cross section doesn't change throughout the elongation zone (and, as this is true for the greatest part of cell types under investigation, the assupmtion can be accepted in first approach), then the total number of cells in the 1 mm section(s) divided by the number of cells in one layer (d) gives the number of successive cell layers in the 1 mm section (z). So we have a second equation:

$$z = \frac{s}{d} \tag{2}$$

As outlined above, d is a constant.

Cell numbers were experimentally determined in the successive 1 mm sections of the root apex. From these data the average age of the root cells in the individual sections can be computed as follows.

The age of the cell layer in the median plain of a section can be taken for the average age of all the cells in the section. But equation . . . (1) shows that this average age is determined by the number of cell layers between that plain and the base of the apical meristem. Therefore, if n_1 and n_2, respectively, are assigned to the median cell layers of two successive sections as ordinal-numerals, then the difference between the average age of the cells in two successive sections (t_d) is

$$t_d = t_K \cdot n_2 - t_K \cdot n_1, \quad \text{or} \quad t_d = t_K (n_2 - n_1), \tag{3}$$

where n_2—n_1 means the number of supposed cell layers between the median layers of the two sections. Since half of the cell layers in the sections are found before, and half of them after the median layer,

$$n_2 - n_1 = \frac{z_1}{2} + \frac{z_2}{2} \tag{4}$$

where z_1 and z_2 mean the number of cell layers in the first and in the second section, respectively. But, making use of equation . . . (2), this equation can also be expressed with the aid of the total cell number in the sections, resulting in the equation:

$$n_2 - n_1 = \frac{s_1}{2d} + \frac{s_2}{2d} \tag{5}$$

This equation can be combined with equation . . . (3), with the following result:

$$t_d = t_K \left(\frac{s_1}{2d} + \frac{s_2}{2d} + \right) = \frac{t_k}{d} \left(\frac{s_1}{2} + \frac{s_2}{2} \right) \tag{6}$$

So the difference in the average age of the cells of successive sections is proportional to the mathematical mean of the total cell numbers of the two sections. Fig. 1. is based on this equation and represents the correlation between average age of the cells and their distance from the root apex. The figure also shows that in spite of the assumption of STREET et al. [30], distance from the root apex is proportional to the age of cells only after cell elongation ceased.

The original functions of distance were converted to functions of time by the use of Fig. 1. (Figs 2 to 6). On these figures the results of the individual measurements are shown instead of the means, and the curves are drawn with the „least square" method. No attention was given to individual measurements deviating too much from the general tendency. These results are found in the tables in brackets, — in the figures they are respresented by black disks.

Results

Total cell number

Total cell numbers in ten 1 mm sections — 0—10 mm from the root apex — are given in Table 1. Based on the above considerations, the arbitrary value of 1x 10^{-4} substituted for the constant $\frac{t_k}{d}$ in equation ... (6), Fig. 1. represents the age of the average cell of the successive 1 mm sections as the function of the distance of the sections from the root apex. The schematism described above is justified to some extent by the regular shape of the curve. It can be easily seen that *1.* the elongation of root cells is most intensive between 1 and 4 mm, and that *2.* the difference in age of two cells separated by equal distance (1 mm) in the longitudinal direction decreases rapidly with increasing distance from the root apex. When the elongation of cells ceases it becomes constant. It is to be pointed out, however, that the time course of cell elongation can only be followed from the second section, — that is why in Figs 2 to 6 data for the first section (0—1 mm) had to be omitted. This is justified only by the methods applied, since it is well-known [6] that cell elongation in pea begins in the meristem itself, at a distance of at least 0,4 mm from the apex.

Table 1

Cell numbers in 1 mm sections of the pea root. Number of (cells/section)

No. of experiment	Distance of the section from the apex (mm)									
	0—1	1—2	2—3	3—4	4—5	5—6	6—7	7—8	8—9	9—10
I.	44,034	65,116	39,670	22,724	16,724	14,334	14,223	13,001	13,057	13,557
II.	38,781	67,561	42,726	24,669	16,224	15,335	14,723	13,612	13,112	12,779
III.	35,503	62,004	37,892	25,169	18,279	14,833	11,890	13,279	12,121	11,279
IV.	33,067	59,279	38,058	24,789	15,390	15,167	12,723	10,501	9,612	10,445
Mean of the four determinations	37,846	63,513	39,587	24,338	16,654	14,917	13,390	12,598	11,976	12,015

Increase in cell volume

As already referred to, the change in average water content of the cells was taken as index of the increase in cell volume. Table 2 contains the average water content of cells in the successive sections, and Table 5 the relative increase in cell volume. In accordance with the results of BROWN and coworkers it was

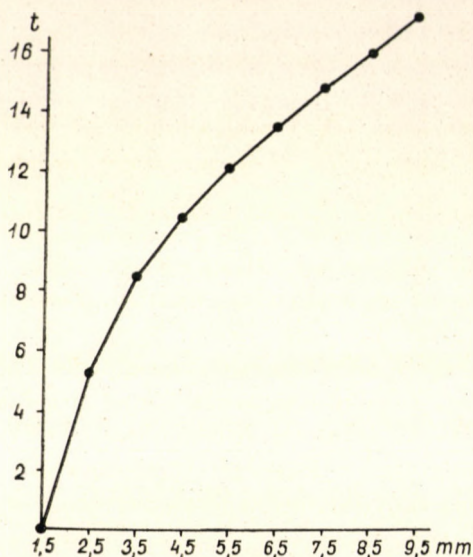



Fig. 1 Correlation between the „age" of pea root cells and their distance from the root apex. Absc.: distance from the root apex in mm; ord.: time in arbitrary units (computed with equation (6), the constant $\frac{t}{d}$ taken for 10^{-4})

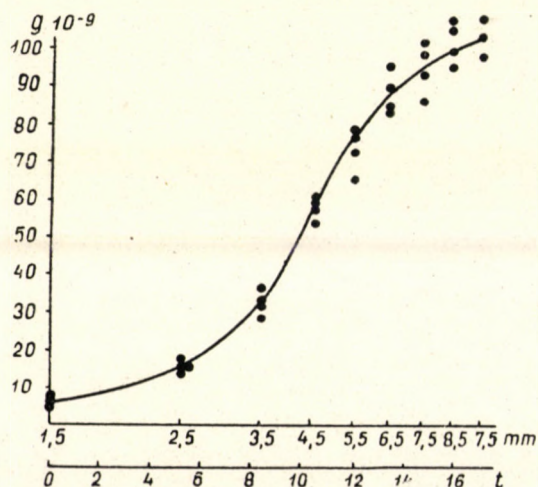



Fig. 2. Relative change in average cell volume during cell elongation. Absc.: distance from the root apex (mm), and time in arbitrary units, respectively. Ord: water content of the average cell, $g \cdot 10^{-9}$

found that just after elongation ceased (9—10 mm from the apex) the volume of the average pea root cell was more than 16-fold that of the young elongating cell at an average distance of 1,5 mm from the root apex. Noteworthy is the time curve of cell growth (Fig. 2), the first of its kind — to our best knowledge — in the literature.

Increase in dry matter content

During the same period of cell elongation an about 4-fold increase was observed in the dry matter content of the average cell (Tables 2 and 5). The average dry matter content of the mature root cells was found under the experimental conditions to be somewhat less than $12 \cdot 10^{-9}$. The time course of the

Table 2

Average cell volume (water content), and dry matter content in successive 1 mm sections of the pea root

($g \cdot 10^{-9}$)

Cell content index	No. of experiment, and mean (m)	Distance of the section from the root apex (mm)									
		0—1	1—2	2—3	3—4	4—5	5—6	6—7	7—8	8—9	9—10
Average cell volume (water content)	I.	6,92	7,24	17,50	32,71	58,97	71,90	94,85	97,85	105,04	(125,84)
	II.	6,08	6,30	14,75	28,43	53,56	64,76	83,79	85,73	95,02	107,03
	III.	3,75	5,29	13,59	35,95	59,75	76,42	83,05	92,71	98,95	96,94
	IV.	4,60	6,57	13,72	31,81	58,42	78,10	89,62	101,45	107,71	102,79
	(m)	5,34	6,35	14,91	32,24	57,67	72,79	87,83	94,46	101,60	102,65
Dry-matter content	I.	2,85	2,80	4,75	6,74	9,25	10,86	10,76	13,18	13,69	11,82
	II.	2,38	2,36	3,89	5,83	7,81	8,85	9,56	11,91	11,55	10,82
	III.	2,01	2,03	3,34	4,93	6,43	7,31	9,74	9,21	9,85	10,49
	IV.	2,38	2,63	4,50	5,63	8,65	9,65	11,00	10,72	11,36	13,40
	(m)	2,41	2,46	4,12	5,78	8,03	9,17	10,23	11,25	11,87	11,63

increase (Fig. 3) shows that its intensity doesn't change from the first to the 7th mm from the root apex.

Total phosphorus

The increase in total phosphorus content of the average root cell (from the second to the tenth section) is about 3-fold (Tables 3 and 5). The phosphorus content of the average cell increases proportionally to its distance from the root apex, but the time course of the increase in phosphorus content is a characteristically exponential one (Fig. 4).

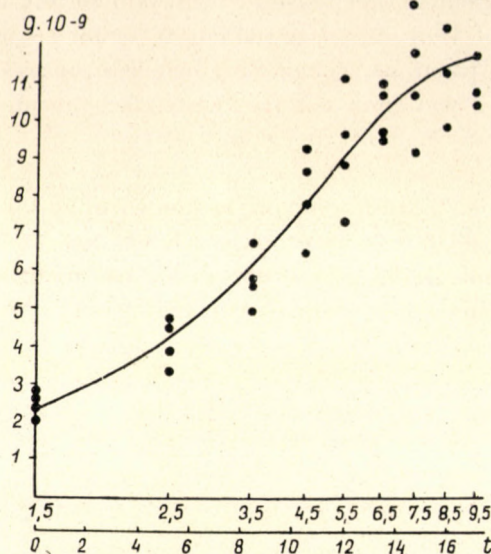



Fig. 3. Change in dry matter content of the average cell during cell elongation. Absc.: distance from the root apex (mm), and time in arbitrary units, respectively. Ord.: dry matter content of the average cell, $g \cdot 10^{-9}$

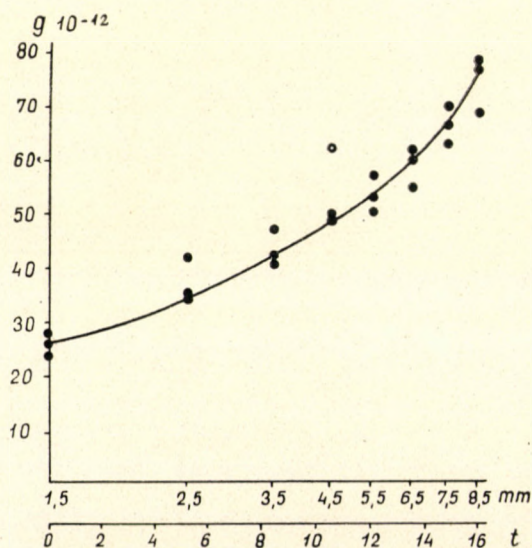



Fig. 4. Change in phosphorus content of the average cell during cell elongation. Absc. : distance from the root apex (mm), and time in arbitrary units, respectively. Ord. : total phosphorus content of the average cell, $g \cdot 10^{-12}$

Since the compounds, responsible for the phosphorus content of root cells, are certainly of very different nature, it seemed necessary to separate total P into greater fractions. Therefore, in three successive 3 mm sections (0—3, 3—6, and 6—9 mm from the root apex) the phosphorus content of the six fractions of the method of OGUR and ROSEN [20] were determined. It must be pointed out, however, that this method was not worked out for this purpose, and, therefore, nothing certain is known of the identity of the compounds in the individual fractions, except RNA and DNA. The analytical data are found in Table 4. The table shows that the quantity of easily soluble phosphorus compounds of low molecular weight (first column) increases more rapidly during maturation of cells than total phosphorus content, — their relative amount increasing from 30 to 60 per cent. The corresponding decrease in the relative amount of other phosphorus compounds is most obvious in RNA—P (from 33% to 8%). The „lipoid" extract, following the alcoholic extraction, contains only negligible quantities of phosphorus. The so-called „acid extractable phosphorus" represents invariably about 10% of the total. The meristematic zone of the root tip contains the greatest relative amount of the „proteid-phosphorus".

Table 3

Phsophorus, RNA-P, and DNA-P content of the average cell in successive 1 mm sections of the pea root

(g · 10^{-12})

Cell content index	No. of experiment, and mean (m)	0—1	Distance of the section from the root apex (mm)							
			1—2	2—3	3—4	4—5	5—6	6—7	7—8	8—9
Total phosphorus	I.	22,46	28,34	41,93	46,84	(62,45)	56,98	61,99	69,85	78,49
	II.	19,16	23,46	33,72	42,73	49,05	50,28	54,52	63,11	68,89
	III.	19,55	25,98	34,35	40,27	49,05	53,63	59,75	66,68	76,82
	(m)	20,39	25,93	36,67	43,28	49,05	53,63	58,75	66,55	74,73
RNA-P	I.	11,13	13,86	11,62	9,29	7,81	7,56	6,72	7,93	(9,08)
	II.	9,64	13,38	12,38	9,74	8,29	7,77	6,57	7,62	7,09
	III.	7,77	12,79	10,99	10,85	8,05	6,50	5,45	6,19	5,51
	(m)	9,51	13,34	11,66	9,96	8,05	7,26	6,25	7,25	6,30
DNA-P	I.	2,84	3,07	3,41	5,51	9,01	10,79	11,02	11,71	12,73
	II.	2,38	3,40	3,54	5,75	9,85	11,13	11,23	(15,56)	13,86
	III.	2,91	3,15	3,16	5,01	8,67	9,18	11,23	(15,13)	12,20
	(m)	2,71	3,21	3,37	5,42	9,17	10,37	11,16	11,71	12,93

Table 4

Phosphorus content of the different fractions obtained by the extraction method of OGUR *and* ROSEN, *in different regions of the root tip*

Treatment of data	Region of root (distance from root apex)	Phosphorus-fractions, in the order of elution							
		Alcohol-soluble	Lipoid	Acid-soluble	RNA	DNA	Proteid-P	Total	separate determination of total-P
P/200 sections	0—3 mm	252,22	13,49	87,88	278,25	137,38	72,00	841,22	922
	3—6 mm	301,88	5,63	74,40	94,91	77,75	29,69	584,26	608
	6—9 mm	318,63	9,99	56,15	43,68	92,58	28,75	549,78	575
P/mg fresh weight	0—3 mm	0,696	0,037	0,243	0,768	0,379	0,199	2,322	2,544
	3—6 mm	0,474	0,009	0,117	0,149	0,122	0,047	0,918	0,955
	6—9 mm	0,364	0,011	0,064	0,050	0,106	0,033	0,628	0,656
P-content, in percentage of the total	0—3 mm	30,0	1,6	10,4	33,1	16,3	8,5	100	—
	3—6 mm	51,7	1,8	12,7	16,2	13,3	5,1	100	—
	6—9 mm	58,0	1,8	10,2	7,9	16,9	5,2	100	—

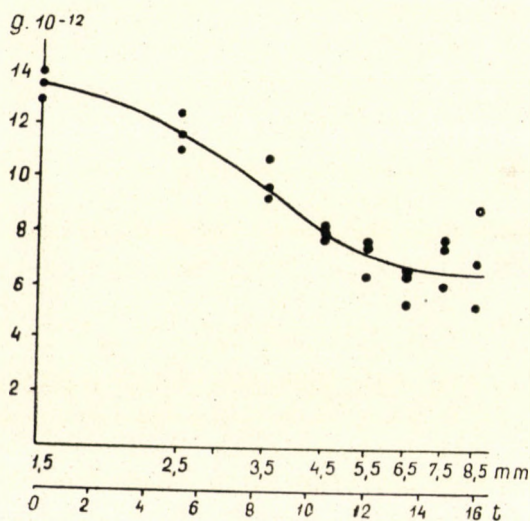



Fig. 5. Change in RNA content of the average cell during cell elongation. Absc.: distance from the root apex (mm), and time in arbitrary units, respectively. Ord.: RNA-P content of the average cell, $g \cdot 10^{-12}$

Change in RNA content

The RNA/cell values of the successive 1 mm sections are shown in Table 3. It is interesting that in the elongation zone of the root the average RNA—P content of cells decreases from $13{,}34 \cdot 10^{-12}$ g to $6{,}30 \cdot 10^{-12}$ g, that is to say,

to the half (Table 5). Fig. 5 gives the time course of the decrease in RNA—P content of the average root cell.

Change in DNA content

The change in DNA—P content of the average pea root cell is presented in Tables 3 and 5, and Fig. 6, respectively. According to the analytical data there is a slightly less than 4-fold increase during cell elongation, from $3{,}2 \cdot 10^{-12}$

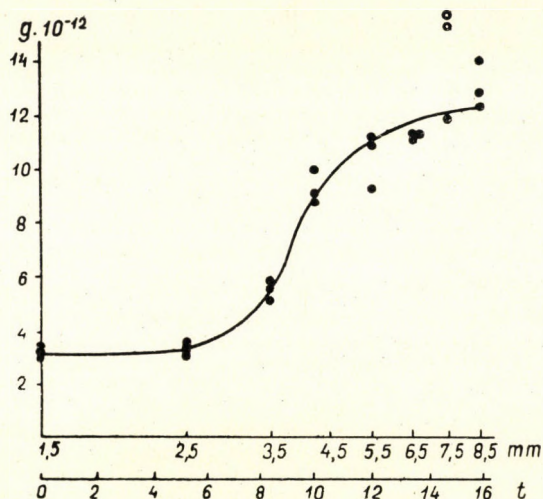



Fig. 6. Change in DNA-P content of the average cell during cell elongation. Absc.: distance from the root apex (mm), and time in arbitrary units, respectively. Ord.: DNA-P content of the average cell, $g \cdot 10^{-12}$

g/cell to about $12 \cdot 10^{-12}$ g/cell. The increase is represented by an S-curve (Fig. 6) as the function of time, and shows a rapid change — unlike the curves for cell volume, dry matter, total phosphorus and RNA content — between 3 and 5 mm.

Table 5

The relative change in cell volume, dry matter, total P, RNA-P, and DNA-P content of the average root cell

(Values for the second section taken as unity)

Cell-content index	Distance of the section from the root apex (mm)									
	0—1	1—2	2—3	3—4	4—5	5—6	6—7	7—8	8—9	9—10
Cell volume	0,84	1,00	2,35	5,08	9,08	11,47	13,83	14,88	15,98	16,11
Dry-matter	0,98	1,00	1,68	2,35	3,27	3,73	4,16	4,58	4,83	4,74
Total-P	0,79	1,00	1,41	1,67	1,89	2,07	2,27	2,57	2,88	—
RNA-P	0,74	1,00	0,91	0,78	0,63	0,57	0,49	0,57	0,49	—
DNA-P	0,84	1,00	1,05	1,69	2,86	3,23	3,48	3,77	4,03	—

Discussion

The individual development of plant cells is characterised by considerable cell growth during the early developmental phase, when, loosing their meristematic activity, they become the units of tissues with special functions i. e. mature, differentiated cells. BROWN and co-workers [6, 7, 19 and 28] contributed to our knowledge of this process with numerous valuable data. They presented a generally applicable method for the biochemical analysis of the process of cell growth. This method though inevitably involving the generalisation of developmental changes leading to different tissues of the primary root, resulted in valuable observations about developmental changes, especially in cell proteins.

In the present paper we tried — with further generalisations — to correlate the changes in cell contents with the age of the average root cell, but the data presented for changes in total cell number, average cell volume and dry matter content are in good agreement with the statements of BROWN and coworkers [4, 6 7, 19, 28].

The authors mentioned above did not extend their investigations to nucleic acids, though these compounds, and especially the DNA content of plant cells has become in the last years one of the central problems of cytology. The development of quantitative microphotometry made determination of DNA content of tissue cells possible, and it is the unanimous statement of investigators of plant tissues, that the DNA content of nuclei of mature plant cells is generally the multiple of the DNA content of meristematic cells [3, 9, 10, 13, 15, 16, 21, 29, 31].

As the opinion is generally accepted that there is an exact quantitative relation between DNA content of the nucleus and degree of polyploidy of the cell, the observations made by various authors concerning endopolyploidy of plant tissues have to be briefly summed up. Outstanding are the investigations of HUSKINS, LEUCHTENBERGER, the school of D'AMATO, and that of GEITLER. Their main statements, supporting our biochemical analyses, are :

1. the increase of the DNA content of root cells takes place during cell elongation [3, 13, 15, 31] ; moreover, according to HUSKINS and STEINITZ (15), it is especially intensive between the third and fifth millimeter from the root apex (cf. our Fig. 6) ;

2. the increase in the DNA content of nuclei of root cells differs greatly in different species and also in different cell types. In some cases it is extremely high ; rarely a 16-fold increase was also observed [9, 10, 13, 31].

Nevertheless, the about 4-fold increase in DNA content of elongating pea root cells observed by us seems high, compared with the findings cited above, especially, if the condiserations of HOLMES et al [12] are taken into account. It is thought, however, that this seemingly high value is not caused by the unsuitability of the methods applied and can easily be explained by the generally accepted laws that (1) the DNA content of cells is localised exclusively in their nuclei and that (2) there is a close quantitative relation between the degree of polyploidy and the DNA content of nuclei. It must be pointed out that cytological investigations cited above led more probably to an underestimation of the differences between various regions of the root tip. Applying these methods, cells with a higher degree of endopolyploidy, just as those with a higher DNA content are certainly found in a percentage lower than the real one, because :

a) Cell divisions induced in mature tissues by either growth-regulating substances, or by wounding, are by no means independent from the degree of autopolyploidy. Cells with a higher degree of polyploidy divide only later, more slowly, and with a lower percentage than diploid or tetraploid ones [13]. The percentage values of different degrees of polyploidy, based on chromosome numbers of the observed divisions, therefore, don't characterise well the average amount of endopolyploidy.

b) Only nuclei approaching the spherical form can be used for quantitative microphotometry. Since just nuclei of greater size, (containing also greater amount of DNA), are generally irregular in shape [16], the mean, based on a few number of measured nuclei, may lead also to an underestimation of the average DNA content of the tissues under investigation.

The paper of HOLMES at al. [12], published after our experimental work was done, must also be mentioned. These authors investigated, just as we did, nucleic acids in the elongation zone of *Vicia faba*, combining biochemical analyses with cell counting. The paper they presented modifies the former conclusion of their laboratory [14], namely, that DNA synthesis is restricted to the period of cell divisions. On the other hand, it cannot be explained by only methodical differences that the increase they observed in the DNA content of root cells during elongation was less than half of that found in our investigation. Therefore our results, obtained on pea roots cannot be generalised from the quantitative aspect. We find it desirable to compare — with biochemical analysis —, the root growth of different species, and especially auto-polyploid series of the same species [cf. 15, 31], as done by HOLZER [13] with cytological methods.

There are considerably less data in the literature concerning changes in the RNA content of plant zells. The cytological methods outlined above are not suitable for the ascertaining of

these changes. The only available cytological method up to date consists in evaluating the colour intensity of dyed tissue sections with naked eye — a procedure, however, that allows, at most the judging of changes in concentration of RNA in the cytoplasm.

Judging from the colour intensity of dyed root sections, and especially from microphotos made by CASPERSON [8] and RIS [27] in UV light, the concentration of RNA decreases rapidly in the cytoplasm of root cells during maturation. The vacuolisation of cells, however, makes it rather hard, to draw quantitative conclusions. It is interesting that the decrease in absolute RNA content observed by us (Table 3), corresponds to an about 10-fold decrease in cytoplasmatic concentration, computed from the data on protein content obtained by BROWN and BROADBENT [6] on the same material. In an analogous case, in maturing pollen grains a superficial agreement was found between the increase in cell volume and the RNA/cell value (21). Therefore cell growth doesn't seem to be necessarily connected with a decrease of the concentration of RNA in the cytoplasm.

A decrease in the RNA content of elongating root cells was mentioned in the paper of HOLMES et al [12 cited above], too. But according to our opinion the shape of the curve published by them is greatly influenced by the fact that they analysed unequal (2, 4, and even 8 millimeter long) sections of the root tip.

In connection with the decrease in RNA content of root cells during elongation observed by us, it must be pointed out finally that this comes about in a metabolically most active phase of cell development [cf. 7, 28].

SUMMARY

The 10 mm long root tip of pea seedlings has been cut in ten successive 1 mm sections. The DNA and RNA content of the sections was determined by phosphorus analyses of the respective fractions obtained by an extraction method utilising $HClO_4$. Cell counts were made in the sections, after maceration, by the haemocytometer method. Computing average RNA and DNA content of the cells of the 1 mm sections, changes in RNA and DNA content of the average root cell during maturation are presented. Moreover, considerations described in details enabled us to figure out roughly the „age" of the cells from their distance from the root apex, i. e. the time that elapsed since they underwent the last division. Making use of these correlations, the change in nucleic acid content of the average root cell is portrayed in the function of time. A 4-fold increase was found during elongation in the DNA content in the average root cell, associated with a 50% decrease in its RNA content.

Average cell volume, dry matter content and total phosphorus content were determined in similar experiments. A 16-fold increase was found during the same period in the cell volume of the average cell; the respective values for increases in dry matter and phosphorus content are 5 and 3.

LITERATURE

1. ALBERT, S.—JOHNSON, R. M.—WAGSHAL, R. R.: (1953) Science **117.** 551 in: F. W. ALLEN 1954. Nucleic acids. Ann. Rev. Biochem. **23.** p. 99—124.
2. ALLEN, F. W.: (1954) Nucleic acids. Ann. Rev. Biochem. **23.** p. 99—124.
3. BERGER, C. A., WITKUS, E. R.: (1948) Cytological effects of alpha-naphtalene acetic acid. J. Heredity **39.** p. 117—120.
4. BROWN, R.: (1950) The effects of temperature on the durations of the different stages of cell division in the root tip. J. Exptl. Bot. **2.** p. 96—110.
5. BROWN, R. — RICKLESS, F.: (1949) A new method for the study of cell division and cell extension with some preliminary observations on the effect of the temperature and nutrients. Proc. Roy. Soc. B. **136.** p. 110—125.
6. BROWN, R. — BROADBENT, D.: (1950) The development of cells in the growing zone of the root. J. Exptl. Bot. **1.** p. 249—263.
7. BROWN, R. — REITH, W. S. — ROBBINSON, R.: (1952) The mechanism of plant cell growth. Symp. Soc. Exptl. Biol. **6.** 329—347.
8. CASPERSSON, T.: (1946) The relation between nucleic acids and protein synthesis. Symp. Soc. Exptl. Biol. **1.** 127—151.
9. D'AMATO, F.: (1952). A new evidence on endopolyploidy in differentiated plant tissues. Caryologia. **4.** p. 121—144.
10. D'AMATO, F.: (1952) Polyploidy in the differentation and function of tissues and cells in plants. Caryologia **3.** p. 311—358.

11. FISKE, C. H., — SUBBA ROW, Y. : (1952) The colorimetric estimation of phosphorus. J. Biol. Chem. **66.** p. 375—400.
12. HOLMES, B. E. — MEE, K. L. — HORNSEY, S. — GRAY, H. L.: (1955) The nucleic acid content of cells in the meristematic, elongating and fully elongated segments of roots of *Vicia faba*. Exptl. Cell. Res. **8.** p. 101—113.
13. HOLZER, K.: (1952) Untersuchungen zur karyologischen Anatomie der Wurzel. Öst. Bot. Z. **99.** p. 118—155.
14. HOWARD, A., — PELZ, R. S.: (1951) Nuclear incorporation of P. 32 as demonstrated by autoradiographs. Exptl. Cell. Res. **2.** p. 178—187.
15. HUSKINS, C. L. — STEINITZ, L. M.: (1948) The nucleus in differentation and development. I. Heterochromatic bodies in energic nuclei of Rhoeo roots. J. Heredity **39.** 35—43. II. Induced mitoses in differentiated tissues of Rhoeo roots. ibid. **39.** p. 67—77.
16. HUSKINS, C. L.: (1952) Nuclear reproduction. Intern. Rev. Cytol. **1.** p. 9—26.
17. LOHMAN, K. — JENDRASSIK, L. : (1926) Kolorimetrische Phosphorsäurebestimmungen im Muskelextract. Biochem. Z. **178.** p. 419—426.
18. MARÓTI, M.: (1955) Changes in cell number and nucleic acid phosphorus content of bean seedlings. (In Hungarian) Acta Biol. (in press).
19. MORGAN, C., — REITH, W. S. : (1954) The compositions and quantitative relations of proteins and related fractions in developing root cells. J. exptl. Bot. **5.** p. 119—135.
20. OGUR, M. — ROSEN, GLORIA : (1950) The nucleic acids of plant tissues. I. The extraction and estimation of desoxypentose nucleic acids and pentose nucleic acids. Arch. Biochem. **25.** p. 262—276.
21. OGUR, M. — ERICKSON, R. C. — ROSEN, GLORIA, U. — SAX, K. B.,— HOLDEN, C.: (1951) Nucleic acids in relation to cell division in *Lilium longiflorum*. Exptl. Cell. Res. **2.** p. 73—89.
22. OGUR, M. — MINCKLER, SHEILA, — LINDEGREN, G. — LINDEGREN C. C.: 1952. The nucleic acids in a polyploid series of yeast. Arch. Biochem. **40.** p. 175—184.
23. OGUR, M. — MINCKLER, SHEILA, — MCCLARY, D. (1953) Desoxyribonucleic acid and the budding cycle in the yeast. J. Bact. **66.** p. 642—645.
24. POTAPOV, N. G. — MARÓTI, M.: (1952) The characteristic features of growth and division in the shoot and root meristems of the bean plant. (In Hungarian) Ann. Biol. Univ. Hung. **2.** p. 107—114.
25. POTAPOV, N. G. — MARÓTI, M.: (1955) Die Synthese der Nukleinphosphorsäure in der Wurzel und im Spross von Bohnenkleimlingen. Acta Bot. **2.** p. 377—390.
26. POTAPOV, N. G. — MARÓTI, M.: (1955) Vergleichende Untersuchung der Meristeme von Wurzel = und Sprossspitze an Bohnenkeimlingen. Acta Bot. **2.** p. 365—376.
27. RIS, H.: (1947) The composition of chromosomes during mitosis and meiosis. Cold. Spring Harbor S. Q. B. **12.** p. 158—160.
28. ROBINSON, R. — BROWN, R.: (1952) The development of the enzyme complement in the growing root cells. J. Exptl. Bot. **3.** p. 356—374.
29. SCHRADER, T. — LEUCHTENBERGER, CECILIE : (1949) Variation in the amount of desoxyribonucleic acid in different tissues of *Tradescantia*. Proc. Natl. Acad. Sci. **35.** p. 464—468.
30. STREET, H. E. — MCGREGOR, S. M. — SUSSEX, I, M.: (1954) Effects of 3-indolyacetonitrile on the growth of excised tomato roots. J. Exptl. Bot. **5.** p. 204—214.
21. SWIFT, H.: (1950) The constancy of desoxyribose nucleic acid in plant nuclei. Proc. Natl. Acad. Sci. **36.** p, 643—654.

ZÖNOLOGISCHE UNTERSUCHUNGEN IN DEN ÄCKERN UNGARNS

Von

† L. Timár

KLIMATOLOGISCHES INSTITUT DER UNIVERSITÄT, SZEGED

(Eingegangen am 18. Juli 1956)

Im Jahre 1951 wurde mit Unterstützung der IV. Klasse der Ungarischen Akademie der Wissenschaften vom Verfasser und seinen Mitarbeitern (Gy. Bodrogközy vom Lehrstuhl für Pflanzensystematik der Universität, Szeged, J. Jeanplong und I. Précsényi vom Lehrstuhl für Botanik der Agrarwissenschaftlichen Universität, Budapest) die pflanzengeographische Karte der Stadt Szeged und ihrer Umgebung hergestellt. Die Wiedergabe der Vegetation auf der Karte führte zum Problem der Äcker bzw. der Ackerunkräuter. Der Fruchtwechsel, die durch die wechselnde Agrotechnik jährlich hervorgerufenen Veränderungen erheischen eine zönologische Auswertung, die nicht nur bei der Herstellung der Vegetationskarten, sondern auch in Feststellungen bzw. Empfehlungen zur Erreichung von landwirtschaftlichen Mehrerträgen zum Ausdruck kommt. Die Zeit scheint nunmehr gekommen, diese in ihren Einzelheiten äusserst schwierige und in Ungarn seit langem als dringlich empfundene Frage einer endgültigen Lösung zuzuführen.

Im Ausland herrscht im allgemeinen die Auffassung vor, dass die angebaute Pflanze höchstens auf die Mengenverhältnisse der Unkrautgesellschaften der Äcker eine Wirkung ausübt. Die Unterschiede in Boden und Klima verursachen hierbei jene qualitativen Unterschiede, die zur Entstehung neuer Assoziationen führen. Die Gebiete mit verschiedener Geschichte und demnach mit verschiedener Flora bringen auch im Falle der Ackerunkrautgesellschaften verschiedene geographische Varianten hervor. Als erster vertritt B. Rademacher (1948, Zschr. f. Pflanzenkrankh. u. Pflanzenschutz, 55, 3) diese Ansicht und ihm folgen H. Ellenberg (1951, Angew. Soziologie **II**, 52) und E. W. Raabe (1952, Vegetatio, 4). E. Lauer (1953, Flora, 140) und C. Eberhardt (1954, Zschr. f. Acker- u. Pflanzenbau, 97) sind der auch in Ungarn verbreiteten Anschauung, dass Getreide- und Hackfruchtkulturen Aspekte ein und derselben Gesellschaft sind (vgl. die neueste diesbezügliche Stellungnahme von Ujvárosi).

In Ungarn bildete sich im Laufe der Diskussionen auf dem pflanzengeographischen Kartierungskurs in Vácrátót die Meinung aus, dass die einzelnen Ackergesellschaften verschiedene Erscheinungsformen derselben »Grund-

assoziation« darstellen (C. RADEMACHER 1948, in Ungarn: UJVÁROSI 1951). Jene Ansicht von BALÁZS (1944), dass die einzelnen Kulturpflanzen (Getreidearten) ihre eigenen, gesonderten Unkrautgesellschaften haben, wurde zuerst von SOÓ (AGH 1947, 1949) widerlegt und die Identität dieser Gesellschaften bewiesen. UBRIZSY (1954) stellte auf Grund eingehender komplexer Untersuchungen die Assoziation der Winterweizenschläge und ihre Aspekte fest. Neuestens führt BODROGKÖZY, gestützt auf die Ergebnisse der Kandidatendissertation des Verfassers, Untersuchungen an Kulturen auf Sandböden durch.

Nach 1951 bot sich dem Verfasser die Gelegenheit, nicht nur die Äcker von Szeged und Umgebung, sondern auch die des Gebiets zwischen Donau und Theiss *(Praematricum)* und des entfernteren Teils des Gebiets jenseits der Theiss *(Crisicum)* zu untersuchen und mit jenen von Szeged und Umgebung zu vergleichen. Auf diese Weise wurde es möglich, das auf bodenkundlicher Grundlage stehende, ausführliche zönologische System auszudehnen und weiterzuentwickeln. Die eigenen diesbezüglichen Aufnahmen erstrecken sich auf dem Gebiet des *Crisicum* auf die Umgebung von Szeged, Tápé, Algyő, Kiskundorozsma, Hódmezővásárhely (Kopáncs, Gorzsa, Kingéc), Maroslele; auf dem Gebiet des *Praematricum* auf die Umgebung von Szeged (Jánosszállás, Szatymaz), Kiskundorozsma (Zsombó) und auf das sandige Gebiet von Sándorfalva.

Im Laufe dieser Arbeiten wurde die gesamte Ackerflora des südöstlichen Teils der Grossen Ungarischen Tiefebene (Alföld) festgestellt, das Hauptziel war jedoch die floristische und ökologische Charakterisierung des zönologischen Systems und der Unkrautverhältnisse der Äcker.

Klimatische Verhältnisse

Der grösste Teil der Untersuchungen erfolgte in den Jahren 1950—53, so dass hier von den die Entwicklung der Vegetation beeinflussenden klimatischen Faktoren nur die Angaben dieser Jahre erörtert werden sollen. Die Angaben stammten aus den Aufzeichungen des Klimatologischen Instituts der Universität Szeged.

Abb. 1 zeigt einen Vergleich zwischen den monatlichen Veränderungen der Lufttemperatur, der Niederschlagsverteilung und der Sonnenscheindauer der letzten vier Jahre und den 30jährigen Durchschnittswerten (1901—1930) für Szeged.

Lufttemperatur. Der wärmste Monat ist der Juli. Der dreissigjährige Durchschnitt sinkt auch in den Wintermonaten nicht unter 0°. Die letzten Jahre folgten nahezu genau dem Durchschnitt, nur waren sie um 1—2 Grad wärmer, während sich das Maximum der Lufttemperatur — mit Ausnahme des Jahres 1953 — auf den August verlagerte. Der Januar 1950 war kälter, der Januar 1951 wärmer als der Durchschnitt. Die niedrige Temperatur des Jahresanfangs 1952 zog sich bis in den März hinein, doch wurde es im April sprunghaft sehr warm.

Zahl der Sonnenscheinstunden. Das Maximum des 30jährigen Durchschnitts fällt auf den Monat Juli, doch ist die Zahl der Sonnenscheinstunden im August kaum niedriger. Der Mai 1950 wies bald mehr, bald weniger Sonnenscheinstunden auf als der Durchschnitt. Die Jahre 1951 und 1952 waren bis zum Juli stärker bewölkt als der Durchschnitt, dagegen hatte das Jahr 1953 bis zum Juni mehr Sonnenschein. Die zweite Hälfte des Jahres konnte in allen vier Jahrem um 20—120 Stunden mehr Sonnenschein verzeichnen als der Durchschnitt, wobei sich das Maximum — mit Ausnahme des Jahres 1953 — ebenfalls auf August verschob.

Niederschlagsverteilung. Der dreissigjährige Durchschnitt beginnt mit wenig — 24 mm — Niederschlag, kulminiert im Juni mit 63 mm, sinkt im August auf 40 mm, um sich dann im Oktober wiederum auf 44 mm zu erhöhen. Die Niederschlagsverteilung der einzelnen Jahre weicht vom Durchschnitt stark und launenhaft ab. Die letzten vier Jahre begannen bald mit mehr, bald mit weniger Niederschlägen, die Monate März und April erhielten jedoch ausnahmslos weit weniger Niederschlag als der Durchschnitt. In den Jahren 1950 und 1953 blieb die Niederschlagsmenge dieser Monate unter 10 mm. Nach dieser Niederschlagsarmut im Vorfrühling folgte ein Niederschlagsmaximum im Spätfrühling oder Sommer. Dieses blieb zwar in den Jahren 1950 und 1952 unter dem Durchschnitt, erreichte aber im Mai 1951 und 1953 sogar 100 mm. Die Abnahme der Niederschlagswerte im Spätsommer ist überaus auffallend. Diese Abnahme bzw. der so erreichte niedrige Stand blieb in den Jahren 1951 und 1953, die ein grosses Sommermaximum aufwiesen, auch in den Wintermonaten unverändert, während die anderen zwei Jahre reichliche Herbstregen brachten.

Auf die Entwicklungsgeschwindigkeit der Vegetation bzw. auf die Zusammensetzung der Aspekte übt neben der allgemeinen Erhöhung der Lufttemperatur und der Zahl der Sonnenscheinstunden die im März (April) auftretende Niederschlagsabnahme einen massgeblichen Einfluss aus; des weiteren spielen das Niederschlagsmaximum zwischen Mai und Juli sowie die gleichzeitig mit dem Temperatur- und Sonnenscheindauermaximum der Monate Juli und August auftretenden starken Niederschlagsminima eine entscheidende Rolle in der Entwicklungsgeschwindigkeit. Nicht zu vernachlässigen ist auch die Wirkung der launenhaft eintretenden Herbstregen.

Geologische und bodenkundliche Verhältnisse

Der eine Teil der vorliegenden Abhandlung befasst sich mit dem südöstlichen Zipfel des Gebietes jenseits der Theiss, des sog. *Crisicum*, wo sich der im Theissufer hinziehende Rand der Schwemmlösstafel des ehemaligen Theissbettes befindet. Der westliche und östliche Teil der Tafel sind gleicherweise von ausgedehnten, auf Alkaliböden stehenden Weiden und Mähwiesen bedeckt.

Es ist zu erwähnen, dass der Schwemmlöss (Tallöss) ½—2 m unter der Oberfläche stark tonig wird, was auch in der Zusammensetzung der Vegetation zum Ausdruck gelangt. Besonders an jenen Flecken, wo der oberflächliche Schwemmlöss nur ein halbes Meter mächtig ist, erscheinen tonanzeigende Pflanzen (*Polygonum amphibium*, *Convolvulus arvensis*, *Lathyrus tuberosus* usw.). Aus der Tafel erheben sich nur verstreut einige wenige Lösshügel oder noch ältere pleistozene Sandhügel.

Die Oberfläche des Schwemmlösses wird von einem charakteristisch braun-schwarzen, an rohen Nährstoffen reichen Schwarzerdeboden (Tschernosem) bedeckt. Seine chemischen Eigenschaften sind auf Grund der Analyse von vier Bodenproben (die Analysen wurden vom Forschungsinstitut für Bewässerung und Bodenmelioration in Szeged bzw. vom Bodenlaboratorium des Instituts für Qualitätsprüfung landwirtschaftlicher Produkte in Szeged durchgeführt) folgende:

Tabelle I

Chemische Eigenschaften der Bodenproben des Schwemmlösses

Eigenschaft	Gehalt in %
pH-Wert	7,7—7,9
Gesamtsalz	0,04—0,06
Soda	0,0—+
Kalziumkarbonat	0,0—5,9
K_a	34—36
Gesamthumus	2,99—3,90

Die tonhaltigen Alluvialböden bilden auf grossen Flächen die zweite Art von Gebilden in den höheren Geländeformationen der Überschwemmungsgebiete. Unter dem tonhaltigen Allu-

Lufttemperatur
°C
30
20
10
0

Sonnenscheindauer
Stunden
400
300
200
100
0

Niederschlag
m/m
120
100
80
60
40
20
0
I. II. III. IV. V. VI. VII. VIII. IX. X. XI. XII.
1901-1930
1950
1951
1952
1953

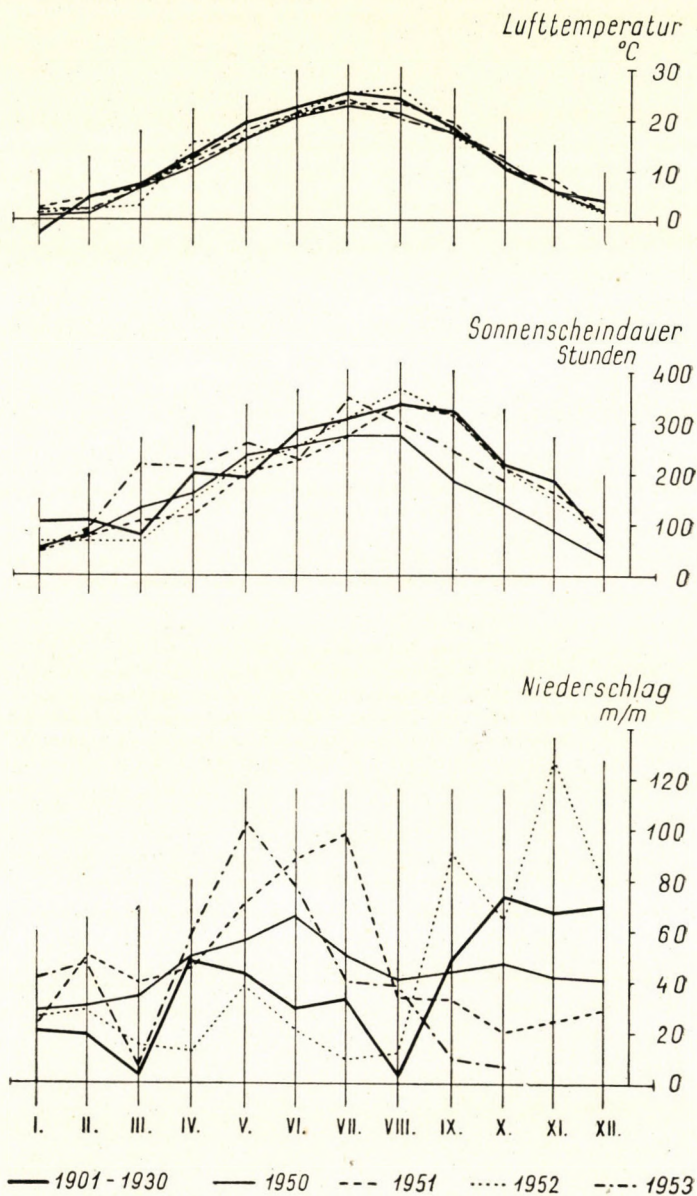



Abb. 1

vialboden liegt sandiger Schlick, meistens aber schwarzer Wiesenton. Häufig findet sich über ihm eine durch das Hochwasser abgelagerte dünne Schlammschicht, die vom Pflug sehr oft mit dem Boden vermischt wird, so dass ein brauner Boden entsteht. Dieser tonhaltige Alluvialboden ergibt einen sehr nährstoffreichen, leicht bebaubaren, fahl gelblichbraunen Boden. Seine chemischen Eigenschaften sind auf Grund von vier Proben :

Tabelle II

Chemische Eigenschaften der Bodenproben des tonhaltigen Alluvialbodens

Eigenschaft	Gehalt in %
pH-Wert	7,7—8,0
Gesamtsalz	0,02—0,07
Soda	0.0—+
Kalziumkarbonat	+—1,7
K_a	30—47
Gesamthumus	1,46—3,18

Das dritte, die Theiss begleitende Gebilde ist der schwarze Wiesenton. Er kommt in zweierlei Lagen vor: 1. ausserhalb des Überschwemmungsgebietes der Theiss, in den in Krümmungen verlaufenden, sich verbreiternden, flachen Vertiefungen der Decke der Lösstafel (z. B. im ausgetrockneten Bett des bei Algyő aus der Theiss beginnenden und bei Szeged wieder in die Theiss einmündenden, vom Hochwasser gebildeten ehemaligen toten Armes) ; 2. in den am tiefsten gelegenen Teilen der Überschwemmungsgebiete der Theiss. In den letzten vier Jahren liess die Gestaltung der Hoch- und Grundwasser auch auf diesen Gebieten einen normalen Ackerbau zu.

Unter den auf dem Schwemmlöss ruhenden Tongebilden finden sich — hauptsächlich infolge der Tiefpflügung — zahlreiche Übergangsformen gegen die Schwarzerden zu. Über die Vermengung des Schlicks mit dem Wiesenton war schon weiter oben die Rede.

Der typische Wiesentonboden ist immer pechschwarz, schwer zu bestellen, neigt zu Schrumpfung und in der Sommerdürre zu Rissbildung, häufig auch zu Gleibildung. Er ist ebenfalls reich an pflanzlichen Nährstoffen. Seine hauptsächlichen Eigenschaften auf Grund von vier Proben sind aus der Tabelle III ersichtlich :

Tabelle III

Chemische Eigenschaften der Bodenproben des Wiesentons

Eigenschaft	Gehalt in %
pH-Wert	7,4—7,9
Gesamtsalz	0,07—0,11
Soda	—
Kalziumkarbonat	—
K_a	42—62
Gesamthumus	3,37—4,23

Das Zwischenstromland von Donau und Theiss *(Praematricum)* ist im Durchschnitt um 6—10 m höher als die Schwemmlösstafel, mit der es bei Kiskundorozsma und Sindorfalva durch Vermittlung von Muldenreihen mit Alkaliboden (Szikboden) in Berührung steht. Die tieferen Teile kommen der Oberfläche des sich darunter hinziehenden Schwemmlösses sehr nahe. Diese Nähe gelangt auch in der Zusammensetzung des Bodens und der sich auf diesem ausbildenden Vegetation zum Ausdruck. In den am tiefsten gelegenen, heute bereits ebenfalls bebau-

ten Gebieten ist ausserdem die Alkalisierung (Solontschak) oder die Anhäufung des Kalkschlammes recht häufig. Dieser tonhaltige Sand ist noch strukturlos und lässt sich an seiner humusartigen braunen Farbe leicht erkennen. Die chemischen Eigenschaften dieses Bodens gehen, ebenfalls auf Grund von vier Proben, aus der Tabelle IV hervor:

Tabelle IV

Chemische Eigenschaften der Bodenproben des tonhaltigen Sandes

Eigenschaft	Gehalt in %	
pH-Wert		7,6—8,4
Gesamtsalz	0,02	
Soda	0,0—0,04	
Kalziumkarbonat	2,0—9,8	
K_3	27—33	
Gesamthumus	2,0—2,8	

Die höchsten Teile dieses Bodens treten als Hügel in Erscheinung. Unter ihm zieht sich der Schwemmlöss in so grosser Tiefe hin, dass er von den Wurzeln der Pflanzen kaum erreicht wird. Überall wurde der noch am wenigsten bindige Flugsand gesucht, dessen gelbe Farbe noch keinerlei Humusanreicherung verrät. Die wichtigsten chemischen Eigenschaften dieses lockeren Flugsandes sind in der Tabelle V zusammengestellt.

Tabelle V

Chemische Eigenschaften der Bodenproben des Flugsandes

Eigenschaft	Gehalt in %	
pH-Wert		7,3—8,0
Gesamtsalz	0,02	
Soda	0—+	
Kalziumkarbonat	0,0—2,6	
K_a	22—26	
Gesamthumus	0,52—0,57	

Die verschiedenen Saaten wurden auf den einzelnen Böden mehrmals jährlich untersucht. Der Zeitpunkt der Untersuchung hing stets von einer wesentlichen Veränderung ab, die in den Saaten eingetreten war, sei es der natürliche Wechsel des Aspekts, sei es infolge eines menschlichen Eingriffs (Mahd, Ernte, Behackung). In den einzelnen Jahreszeiten wurden vom Verfasser immer neue und neue Schläge vom gleichen Typ aufgesucht, um die Ergebnisse verallgemeinern zu können. So wurden unter den perennierenden Schmetterlingsblütern die am meisten angebaute Luzerne sowie die häufigsten Getreide- und Hackfruchtkulturen einer eingehenden Untersuchung unterzogen.

Luzernenfelder

In der Umgebung von Szeged wird die Luzerne auf tonhaltigem Alluvialboden, Wiesenton, Schwemmlöss und tonhaltigem Sand angebaut. Von einer Untersuchung der ganz jungen, einjährigen Saaten — da in diesen noch die Unkrautreste der vorjährigen Saat anzutreffen sind — sowie der ganz alten, auszupflügenden Saaten wurde Abstand genommen. Die Analyse erstreckte sich also auf die Unkrautverhältnisse der 2- bis 5jährigen Saaten.

Die grosse Beliebtheit des ungarischen Luzernensaatguts im Ausland und das Streben nach der Bewahrung seiner Qualität richtete die Aufmerksamkeit der Saatgutprüfer schon am

Anfang des Jahrhunderts auf die Untersuchung des Luzernensamens. Auf diese Weise wurde die erste Liste der Unkrautpflanzen der ungarischen Luzerne veröffentlicht. (Unter »Unkraut« ist hier jede Pflanze zu verstehen, die am gegebenen Orte und zum gegebenen Zeitpunkt nicht unmittelbar angebaut wird.) Auf diesem Gebiete leisteten DÉGEN (1924, 1926), LENGYEL (1929), GERHARD und ZSÁK in einer gemeinsamen Abhandlung (1938) und dann wieder ZSÁK wertvolle Arbeit.

Am Anfang der Ausweitung der zönologischen Forschungen wies MÁTHÉ (1943) im Laufe der floristischen Analyse der im Saatgut enthaltenen Unkrautsamen die Unkräuter mediterraner Herkunft der ungarischen Luzerne nach. Die erste Analyse der Luzernensaaten wurde von BALÁZS mit Hilfe der von ihm entwickelten neuen Methode in Siebenbürgen durchgeführt (1944). Seine Aufnahmen in den Komitaten Moson und Sopron (an der Westgrenze Ungarns), die er in den Jahren 1948—49 machte, erschienen 1951 im Druck. Eine kleinere Analyse, die er auf der Versuchsstation in Mosonmagyaróvár vornahm, wurde jedoch bereits 1949 veröffentlicht. Im Jahre 1945 führte UJVÁROSI mit ähnlichen Methoden Luzernenanalysen in der Umgebung der Ortschaft Kehida im Komitat Zala durch (1948). UBRIZSY untersuchte das Verhalten der keimenden Luzerne in verschiedenen Gesellschaftskombinationen (1942). Aus der Umgebung der Stadt Szombathely (an der Westgrenze des Landes) war es JEANPLONG, der zönologische Analysen publizierte (1952, 1955). Bis zu dieser letzten Mitteilung bezogen sich die Untersuchungen nur auf einen gewissen Zustand der Luzernenfelder, wobei der Boden der Äcker völlig vernachlässigt und die von verschiedenen Böden stammenden Ergebnisse einfach zusammengezogen wurden.

Im nachstehenden sollen die Unkrautverhältnisse der noch nicht gemähten und dann der nach dem Abmähen bereits aufgeschossten Luzerne geschildert werden.

Die Luzernenfelder weisen sowohl in ganz Ungarn als auch im Gebiet von Szeged von allen Saaten den kontinentalsten Charakter auf. Während aber bei Szeged die einjährigen Unkräuter den Charakter bestimmen, spielen bei Betrachtung der Landesverhältnisse die perennierenden Unkräuter eine grössere Rolle. In den Luzernenfeldern längs der Theiss finden sich mehr Unkräuter (163 Arten) als im Gebiet zwischen Donau und Theiss (85 Arten).

Die Menge der Luzerne wächst vom Frühjahr bis Herbst um durchschnittlich 6,1%, während gleichzeitig die Menge des Unkrautes auf die Hälfte oder noch mehr zurückgeht. Die durch das Mähen entstehenden offenen Bodenflecken können insbesondere von der älteren Luzerne nicht völlig bedeckt werden, sie bleiben eine zeitlang leer und bilden dann in den späteren Jahren die Angriffspunkte, wo sich das Unkraut einnistet. Auf diese Weise setzt eine verhältnismässig schnelle Sukzession in der Richtung einer gräserreichen Unkrautgesellschaft ein.

A) *Die Unkrautverhältnisse der Luzernenfelder in der Nähe der Theiss*

Von Frühjahr bis Herbst werden die einjährigen Unkräuter vollständig ausgewechselt, nur wenige Arten sind imstande, die Mahd in verstümmeltem Zustand zu überleben (*Amaranthus*- und *Chenopodium*-Arten). Gleichzeitig werden aber auch die perennierenden Unkrautpflanzen zurückgedrängt, weil die über eine grosse Schossfähigkeit verfügende junge Luzerne bald über sie hinauswächst. Obwohl die perennierenden Unkräuter häufig sind, übertrifft ihr Mengenwert im Durchschnitt nicht 2,5%. Lediglich jene Unkrautarten, die über ein rasches Regenerationsvermögen verfügen oder am Boden niederliegen und die Beschattung gut vertragen, spielen eine grössere Rolle (*Convolvulus arvensis*, *Plantago lanceolata* [deren Samen im Luzernensaatgut am häufigsten ist], *Taraxacum officinale*, *Polygonum amphibium)*. Auf Schwemmlöss ist die grössere Menge von *Polygonum aviculare* auffallend.

Im ganzen Jahr kommt auf allen drei Böden als bedeutendes Unkraut unter den perennierenden in erster Linie das schwer zu vertilgende *Taraxacum officinale* in Betracht. Ausser diesem finden sich auf Schwemmlöss *Daucus carota*, *Convolvulus arvensis*, *Lolium perenne* sowie im Herbst die eine grössere Rolle spielende *Plantago lanceolata*, *Polygonum amphibium* und *Phragmites communis*. Unter den einjährigen sind ständig, wenngleich in geringerer Menge *Papaver rhoeas*, *Centaurea cyanus* und *Lactuca serriola* anzutreffen.

Auf tonhaltigem Alluvialboden begegnet man das ganze Jahr unter den perennierenden Unkrautpflanzen *Daucus carota*, *Convolvulus arvensis*, *Plantago lanceolata*, *Cichorium intybus*, *Lolium perenne*, im Frühjahr in grösseren Mengen *Poa pratensis ssp. angustifolia*, *Lepidium draba*, *Inula britannica* und *Cirsium arvense*. Unter den einjährigen Unkräutern finden sich *Erigeron canadensis*, *Sonchus asper*, *Polygonum convolvulus* und subspontan *Triticum aestivum*.

Auf Wiesenton gedeihen in den Luzernensaaten *Cirsium arvense*, *Polygonum amphibium*, ferner nach dem Mähen in vermindertem Ausmass *Plantago lancoleata*, *Cichorium intybus* und *Lolium perenne* (vgl. die zönologische Tabelle XV).

Für das ganze *Crisicum* lässt sich feststellen (Tabelle VI), dass der herbstliche Aspektwechsel eine starke Abnahme der Artenzahl im Gefolge hat. Diese Abnahme kommt vor allem in einer prozentualen Verminderung der eurasischen und mediterranen Elemente zum Ausdruck. Gleichzeitig geht aus der Tabelle eine prozentuale Erhöhung der kosmopolitischen und adventiven Elemente hervor.

Im Zusammenhang mit dem Vergleich des Florenspektrums in den einzelnen Jahreszeiten wird man feststellen können, dass auch die tatsächliche Menge der Unkräuter auf dem Gebiete des *Crisicum* zurückgeht (von 42,4% auf 15,5 %, die sog. Gruppenmenge nach ELLENBERG—TÜXEN—SCHWIKERATH). Diese Verminderung trifft besonders empfindlich die in den Saaten vorherrschenden kosmopolitischen und eurasischen Elemente, sowohl auf dem tonhaltigen Alluvialboden als auch auf dem Wiesenton. Einzig die Zahl und die prozentuale Rolle der zweijährigen TH-Elemente erhöhen sich. Die durch das Abmähen verursachte Verminderung der Deckung ist besonders auf die einjährigen Unkräuter von Einfluss.

Die Luzerne bringt im Herbst durchschnittlich um 14,1% höhere Erträge als im Frühjahr, obwohl in den Saaten die Fläche der unbedeckten, kahlen Stellen zunimmt. Im Frühjahr bringen die auf Schwemmlöss befindlichen Luzernenfelder die kleinsten Luzernenmengen (51,1%), im Herbst erreichen sie aber schon die Erträge der beiden anderen Bodenarten. Das von diesen Schlägen stammende Heu ist sowohl im Frühjahr als auch im Herbst am meisten verunkrautet. Neben der Luzerne findet sich im Frühjahr noch 45,3% Unkraut, im Herbst nur noch 21,9%. Demgegenüber ist die Luzernenmenge auf den tonhaltigen Alluvialböden sowohl im Frühjahr als auch im Herbst verlässlich und recht hoch (63,5—64,5%). Der Luzernenertrag des Wiesentons ist im Herbst höher (65%) als im Frühjahr (60,5%), im Herbst ist allerdings die Unkrautmenge dort zweimal so gross wie auf den schweren Alluvialböden.

Aus all dem geht hervor, dass in den südlichen Landesteilen im Gebiet der Theiss die auf dem tonhaltigen Alluvialboden angebaute Luzerne die grösste Menge Heu von der günstigsten Zusammensetzung liefert.

Der Vergleich der Schläge auf den dreierlei Bodenarten ergibt bei Verallgemeinerung des Jahreszustandes der Luzerne — wobei die Verallgemeinerungen in jedem Fall durch die arithmetischen Mittelwerte gegeben sind —, dass die meisten Unkrautarten auf dem schweren Alluvialboden und die wenigsten auf dem Schwemmlöss vorkommen.

Unter den in der Luzerne unerwünschten Gramineen sind in den älteren Luzernenfeldern folgende zu erwähnen : während des ganzen Jahres *Lolium perenne*, in dem ersten, im Frühjahrsheu auf allen drei Böden *Alopecurus pratensis*. Ausser diesen können im Frühjahrsheu in kleineren Mengen auch noch folgende Arten vorkommen : *Bromus mollis*, *Hordeum hystrix*, *Poa compressa*, *Poa bulbosa*, *Agropyron repens*, *Setaria viridis*, *Echinochloa crus-galli* und *Triticum aestivum*. Zur Zeit der ersten Ernte blühen fast alle diese Pflanzen, so dass ihre steifen Grannen nicht in das Heu geraten. Im Herbst bedeutet jedoch *Phragmites communis* eine diesbezügliche Gefahr.

Andere Schmetterlingsblüter kommen nur vereinzelt, in unwesentlicher Menge in den Luzernenschlägen vor. Solche sind : *Vicia angustifolia*, *Medicago lupulina*, *Melilotus officinalis*, *Lotus corniculatus* und *Trifolium pratensis*.

Die häufigsten und in der grössten Menge vorkommenden Luzernenunkräuter sind Vorfrühlingsarten, die zur Zeit des ersten Mähens bereits ausgereifte Samen haben und dabei zugrunde gehen. Solche sind : *Lamium amplexicaule*, *Thlaspi perfoliatum*, *Capsella bursa-pastoris*, *Valerianella locusta*, *Holosteum umbellatum*, *Stellaria media* usw.

B) *Die Unkrautverhältnisse der Luzernenfelder im Gebiet zwischen Donau und Theiss*

In diesem Gebiet wird die Luzerne nur auf den niedriger gelegenen tonhaltigen Sanden angebaut.

Die wichtigsten Unkräuter im Frühjahr sind : *Lamium amplexicaule*, *Capsella bursa-pastoris*, *Erophila verna*, *Taraxacum officinale*, *Stellaria media*, *Holosteum umbellatum*, *Arenaria serpyllifolia*, *Cerastium semidecandrum*, *Poa compressa*.

Im Herbst treten dagegen besonders die folgenden hervor : *Erigeron canadensis*, *Melandrium album*, *Chenopodium album*, *Salsola kali ssp. ruthenica*, *Polygonum aviculare*, *Cynodon dactylon*, *Digitaria sanguinalis*, *Setaria glauca* und *viridis*, stellenweise auch *Cuscuta campestris*.

Unter den perennierenden Unkräutern sind auch hier das ganze Jahr hindurch vertreten : *Convolvulus arvensis*, *Plantago lanceolata*, *Taraxacum officinale*, *Diplotaxis tenuifolia*, *Silene cucubalus*, *Poa pratensis ssp. angustifolia*, *Festuca pseudovina*, *Cynodon dactylon* (vgl. die zönologische Tabelle XV).

Die Menge der Luzerne nimmt von Frühjahr bis Herbst um 9,7% zu, während ihre Unkrautpflanzen auf ein Drittel zurückgehen (Tabelle VII).

Tabelle VI

Spektrum der Luzernenunkräuter in der zum Gebiet jenseits der Theiss gehörenden Umgebung von Szeged

a) Florenspektrum

	Umgebung von Szeged insgesamt	Frühjahr	Herbst	Schwemmlöss	Toniger Alluvialboden	Wiesenton	Schwemmlöss	Toniger Alluvialboden	Wiesenton	Schwemmlöss	Toniger Alluvialboden	Wiesenton	Luzerne in Ungarn
				insgesamt			im Frühjahr			im Herbst			
	1.	2.	3.	4.	5.	6.	7.	8.	9.	10.	11.	12.	13.
Kozm	22,8	22,0	28,4	23,2	25,8	22,5	24,5	24,7	18,1	28,6	27,7	29,7	16,0
Adv	7,4	3,7	11,1	7,0	6,2	5,6	3,5	4,3	5,5	10,7	10,6	8,1	6,7
Cp	3,7	3,7	3,7	5,8	5,2	4,5	5,3	4,3	5,5	5,4	6,4	2,7	3,8
Eua	39,2	42,3	35,9	41,8	38,0	42,7	43,8	40,7	45,9	33,8	36,2	40,6	37,1
Eu	6,1	7,3	4,9	5,8	6,2	4,5	7,0	5,8	5,5	3,6	6,4	2,7	8,4
Em (= Ke)	1,2	0,9	—	—	—	1,1	—	—	1,4	—	—	—	2,9
Kont	4,3	5,5	4,9	4,6	5,2	4,5	5,3	5,8	4,1	3,6	2,1	5,4	6,1
Pont	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	0,6
Pont-Medit	3,1	1,8	—	1,2	1,0	2,2	1,8	1,4	2,8	—	—	—	4,1
Medit	14,1	13,8	11,1	10,5	12,4	12,4	8,8	13,0	11,1	14,3	10,6	10,8	12,5
Atl-Medit	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	0,9
Balk (-Kauk)	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	0,3
End-Pann et Pann subend	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	0,6
Zusammen	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0

b) Ökologisches Spektrum

	1.	2.	3.	4.	5.	6.	7.	8.	9.	10.	11.	12.	13.
M	0,6	—	1,2	—	1,0	—	—	—	—	—	2,1	—	0,6
Ch	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	0,6
H	23,4	24,8	23,4	15,1	25,9	23,6	19,3	27,5	22,2	17,9	31,9	37,9	30,1
G	4,9	5,5	4,9	4,6	4,1	6,7	1,8	4,3	8,3	5,4	6,4	8,1	6,7
TH	9,2	6,4	14,8	10,5	8,2	7,9	5,3	5,8	8,3	14,3	12,8	8,1	9,7
Th	61,9	63,3	55,6	69,8	60,8	61,8	73,6	62,4	61,2	62,5	46,8	45,9	52,3
Zusammen	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0

Der Luzernenertrag des tonhaltigen Sandes bleibt sowohl im Frühjahr als auch im Herbst hinter dem der Schläge jenseits der Theiss zurück. Ausserdem ist hier in beiden Jahreszeiten auch die Menge der Unkräuter grösser.

Zieht man den Durchschnitt des ganzen Jahres in Betracht, so lässt sich feststellen, dass die Luzernensaaten des Sandbodens eine geringere Zahl von Unkrautgewächsen aufweisen als

Tabelle VII

Spektrum der Luzernenunkräuter in der zum Donau—Theiss-Zwischenstromland gehörenden Umgebung von Szeged

a) Florenspektrum

	Tonhaltiger Sand		
	insgesamt	im Frühjahr	im Herbst
	1.	2.	3.
Kozm	22,3	21,0	26,2
Adv	7,1	3,2	14,3
Cp	4,7	4,8	7,1
Eua	41,2	43,6	33,3
Eu	7,1	8,1	2,4
Em (-Ke)	—	—	—
Kont	3,5	4,8	2,4
Pont	—	—	—
Pont-Medit	3,5	4,8	—
Medit	10,6	9,7	14,3
Atl-Medit	—	—	—
Balk (-Kauk)	—	—	—
End-Pann et Pann subend	—	—	—
Zusammen	100,0	100,0	100,0

b) Ökologisches Spektrum

	1.	2.	3.
M	1,2	—	2,4
Ch	—	—	—
H	17,7	24,2	23,8
G	3,5	3,2	4,8
TH	10,6	9,7	9,5
Th	67,0	62,9	59,5
Zusammen	100,0	100,0	100,0

die schweren Böden des *Crisicum*. Am ehesten approximieren sie das Spektrum der auf Schwemmlöss befindlichen Schläge. Nach dem die grösste Unkrautmenge produzierenden Schwemmlöss kommen gleich die Sandböden als schlechteste luzernenbringende Böden. Unter den Gramineen der auf Sandböden angebauten Luzerne sind zu erwähnen : *Festuca pseudovina*, *Lolium perenne*, *Poa pratensis ssp. angustifolia*, *Poa compressa*, *Secale cereale*, *Dactylis glomerata*, *Echinochloa crus-galli*, die selteren *Agropyron repens* und *Cynodon dactylon* sowie *Bromus*-Arten.

Als schädlich sind *Capsella bursa-pastoris*, *Salsola kali ssp. ruthenica* und *Cuscuta campestris* anzusehen.

Wild wachsende, nützliche Schmetterlingsblüter kommen hier nicht vor.

Tabelle VIII

Die Unkrautverhältnisse der Frühjahrshalbbrachen im Gebiet jenseits der Theiss

	Insgesamt			Schwemmlöss			Tonhaltiger Alluvialboden			Wiesenton		
	1.	2.	3.	1.	2.	3.	1.	2.	3.	1.	2.	3.
Kozm	14	16,3	7,6	9	17,0	4,1	13	21,3	15,5	11	17,2	3,3
Adv	5	5,8	1,6	2	3,8	2,6	4	6,6	1,0	4	6,3	1,2
Cp	5	5,8	2,2	1	1,9	4,7	2	3,3	0,7	5	7,8	1,3
Eua	36	41,9	46,1	25	47,1	47,6	26	42,5	44,1	23	35,8	46,4
Eu	4	4,6	0,5	3	5,7	0,6	4	6,6	0,2	3	4,7	0,8
Em (= Ke)	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Kont	6	7,0	2,4	4	7,5	4,4	5	8,2	2,4	4	6,3	0,5
Pont	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Pont-Medit	3	3,5	1,2	1	1,9	+	2	3,3	2,1	3	4,7	1,6
Medit	13	15,1	6,1	8	15,1	10,6	5	8,2	4,0	11	17,2	3,8
Atl-Medit	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Balk (-Kauk)	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
End-Pann et Pann subend	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Zusammen	86	100,0	67,8	53	100,0	74,7	61	100,0	70,1	64	100,0	58,9
M	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Ch	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
H	17	19,8	3,2	5	9,4	3,2	13	21,3	2,5	9	14,1	3,8
G	4	4,6	2,5	3	5,7	0,1	4	6,6	1,8	3	4,7	5,5
TH	4	4,6	0,3	2	3,8	0,3	4	6,6	0,3	3	4,7	0,4
Th	61	71,0	61,8	43	81,1	71,1	40	65,5	65,5	49	76,5	49,1
Zusammen	86	100,0	67,8	53	100,0	74,7	61	100,0	70,1	64	100,0	58,9

1. Artenzahl
2. Spektrum
3. Mengenverhältnisse in %.

Getreidefelder

Von den einjährigen Getreidearten wurde im Gebiet jenseits der Theiss am intensivsten der Winterweizen, im Gebiet zwischen Donau und Theiss der Roggen untersucht. Es ist hierbei zu berücksichtigen, dass vor der Aussaat der Kulturpflanze das Stoppelfeld umgepflügt wird, tiefgepflügt wird, das Unkraut mit dem Kultivator vernichtet und gegebenenfalls der Schlag mehrere Male gepflügt wird. Auf diese Weise ist zu erwarten, dass sich im Weizen nur jene Unkrautarten finden werden, deren Keimung gleichzeitig mit der des Weizens einsetzt. Vom Eggen und Walzen im Frühjahr angefangen bis zur völligen Ausbildung der Vegetation des Stoppelfeldes wurden die Saaten mit Aufmerksamkeit verfolgt, wobei sich die Feststellung aufdrängte, dass die Saat und ihr Stoppelfeld — im Einklang mit den westlichen Forschern (RADEMACHER, 1948 usw., in Ungarn UBRIZSY 1954) — zusammen als Entwicklungsstufen, als Aspektveränderungen innerhalb ein und derselben Assoziation zu untersuchen sind. Der künstliche Eingriff, wie Ernte, Ausrotten der Disteln, bedeutet nur eine Änderung des Aspektwechsels.

Es ist zu bemerken, dass von den im Herbst des Vorjahres ausgekeimten Unkrautarten zahlreiche durch den Frost vernichtet werden (in der Umgebung von Szeged z. B. *Amaranthus*, *Chenopodium)*, so dass man in den Saaten im Vorfrühling hauptsächlich die einjährigen Pflanzen der Th_1-Gruppe antrifft (UJVÁROSI 1952, UBRIZSY 1954).

A) *Getreidefelder (hauptsächlich Winterweizen) im Gebiet jenseits der Theiss*

Die Unkrautpflanzen des Weizens wurden ebenfalls zuerst im Zusammenhang mit der Reinheit des Staatguts feststellt. In dieser Beziehung sei auf die Arbeiten von PÁTER (1900), DÉGEN (1916), GERHARD—ZSÁK (1936), ÉBER (1936), SAMU (1938) verwiesen. Mit den wichtigsten schädlichen Ackerunkräutern befassten sich WAGNER (1908), GRÄBNER (1942), BALÁZS (1949), UJVÁROSI (1951), SOÓ—JÁVORKA (1951), UBRIZSY (1952), ZSÁK—BARTHODEISZKY (1953). In den vierziger Jahren setzt die zönologische Untersuchung des Saatguts ein (MÁTHÉ 1943). Nach den ersten Stoppelfeldaufnahmen von SOÓ (1932) werden die Aufnahmen der ausgereiften Saaten und der Stoppelfelder immer mehr ausgedehnt. In dieser Hinsicht verdienen die Arbeiten von UJVÁROSI (1938), SOÓ (1940), FELFÖLDY (1942), BALÁZS (1944) und dann wieder von SOÓ (1947) Erwähnung. Nach den obigen Stoppelfeldanalysen führt UJVÁROSI (1948) die erste Analyse der Getreidefelder durch. Die detaillierten Ergebnisse seiner im ganzen Land durchgeführten Aufnahmen werden in verschiedenen Abhandlungen in den Jahren 1949, 1950 und 1951 veröffentlicht. In der neuesten Zeit beschäftigte sich JEANPLONG (1952) mit den Weizenschlägen und Stoppelfeldern der Umgebung von Szombathely und der Kleinen Schüttinsel, während der Verfasser in der Umgebung von Szeged Vergleiche zwischen den Garten- und Ackerassoziationen zog (1953) und auf alkalischem Lössboden neue Unkrautgesellschaften feststellte (1954). Schliesslich analysierte und systematisierte UBRIZSY (1954) die Saaten des Winterweizens in Ungarn.

Der unbesät gebliebene, die Aussaat von Hackfrüchten erwartende, ruhende Boden zeigt im Frühjahr das vollständige Bild der Unkrautgesellschaften in den Saaten. Diese sind systematisch zu den Unkrautgesellschaften der Getreidefelder als deren vollkommenster Frühjahrsaspekt zu zählen.

Die Frühjahrshalbbrache

Die vor der Aussaat der Hackfruchtsamen durchgeführten agrotechnischen Arbeiten verhindern die Weiterentwicklung der Unkrautgesellschaft, so dass sich im Laufe des weiteren Behackens eine neue, für die Hackfrüchte kennzeichnende Assoziation ausbildet (s. Tabelle VIII). Der Tonboden bietet auch hier einer grösseren Anzahl von Unkrautarten Lebensmöglichkeit als der Schwemmlöss. Trotzdem nehmen die Unkräuter auf dem tonigen Boden einen geringeren Platz ein als auf dem Löss. Da sich über ihnen keine Kulturpflanze befindet, keimen sie in grossen Massen und breiten sich üppig auf der Bodenoberfläche aus. Auf dem Schwemmlöss lassen sie bloss 25,3% der Fläche frei, auf Wiesenton 41,1%.

Auf den Frühjahrsbrachfeldern ist die Zahl der Unkrautarten geringer als in der Frühjahrsluzerne, aber mehr als im Winterweizen im Frühjahr. Ihr durchschnittlicher Deckungswert beträgt 67,8%, doch erreichen sie stellenweise auch 100%. Ähnlich wie bei der Luzerne nehmen die Unkräuter auf dem Schwemmlöss den grössten Raum in Anspruch (74,7%) und auf Ton den kleinsten (58,9%). Hinsichtlich ihrer Menge und Häufigkeit sind folgende Unkrautarten auf allen drei Bodenarten am charakteristischsten : *Consolida orientalis*, *Ranunculus arvensis*, *Lamium amplexicaule*, *Veronica hederifolia*, also dieselben Arten wie im Weizenfeld im Frühjahr.

Kennzeichnend auf Schwemmlöss sind *Lithospermum arvense* (auch auf tonhaltigem Alluvialboden !), *Papaver rhoeas*, *Lepidium draba*, *Centaurea cyanus*, *Holosteum umbellatum*.

Auf tonhaltigem Alluvialboden und Wiesenton : *Convolvulus arvensis*, *Thlaspi arvense*, *Polygonum amphibium*.

Auf tonhaltigem Alluvialboden : *Cichorium intybus*.

Auf Wiesenton : *Cirsium arvense*.

Von grösserer Bedeutung können noch folgende Arten sein : (auf Schwemmlöss) *Diplotaxis tenuifolia*, *Capsella bursa-pastoris*, *Erophila verna;* (auf tonigem Alluvialboden) *Sinapis arvensis*, *Cirsium arvense*, *Cerastium dubium;* (auf Wiesenton) *Sinapis arvensis*, *Capsella bursa-pastoris*, *Anthemis austriaca*, *Matricaria inodora*, *Polygonum convolvulus*.

Getreidefelder im Frühjahr

In den Weizenfeldern beträgt im Frühjahr (Tabelle IX) die Anzahl der Unkrautarten auf Tonboden ebenfalls mehr als auf Schwemmlöss. Auch die von den Unkräutern eingenommene Fläche ist grösser. In bezug auf Artenzahl und Deckungswert ist jedoch die Bedeutung der Unkrautpflanzen in den Weizenfeldern viel geringer als in der Luzerne. Der Deckungswert der Kulturpflanze ist auch hier auf dem Alluvialboden am grössten (82,5%) und auf dem Schwemmlöss am kleinsten, doch nehmen hier auch die Unkräuter die kleinste Fläche ein.

Das für die Luzerne so kennzeichnende *Taraxacum officinale* büsst seine führende Rolle ein und andere Gewächse, hauptsächlich einjährige, rücken in den Vordergrund. Die kosmopolitischen und adventiven Elemente werden hinsichtlich ihrer Artenzahl hinter die dominierenden eurasischen Arten zurückgedrängt. Die Th-Elemente treten auf den Böden der Überschwemmungsgebiete in grösserer Menge auf, nehmen aber im Vergleich zur Luzerne eine wesentlich geringere Fläche ein. Im Weizen ist die Zahl der Unkrautarten im Frühjahr niedriger als in der Luzerne. Die kleinste Fläche bedecken die Unkräuter des Weizens auf dem Schwemmlöss und die grösste auf dem Wiesenton, während die Reihenfolge im Luzernenfeld gerade umgekehrt ist.

Getreidefelder vor der Ernte

Die Artenzahl der Unkrautgewächse nimmt auf dem Ton weiterhin zu (von 39 auf 62). In ähnlicher Weise erhöht sich auch ihr tatsächlicher Deckungswert. Trotzdem ein Grossteil der Vorfrühlings-Unkrautarten bereits ausgetrocknet ist, nimmt die Artenzahl wegen des Erscheinens des nächsten Apsekts auf allen drei Bodenarten zu. Die von ihnen eingenommene Fläche ist aber überall kleiner als im Frühjahr. Die führende Rolle kommt auch weiterhin den einjährigen Unkrautarten zu.

Die Zahl der kosmopolitischen und adventiven Arten erhöht sich und übertrifft die der eurasischen Arten. Trotzdem ist aber der tatsächliche Deckungswert der eurasischen Elemente als vorherrschend zu bezeichnen. Die Zahl der einjährigen Arten erhöht sich vom Schwemmlöss gegen den Wiesenton zu, allerdings zeigt ihr tatsächlicher Deckungswert eine Abnahme im Vergleich zum Frühjahr. Die Artenzahl der perennierenden Unkräuter nimmt im Vergleich zum Frühjahr auf dem Wiesenton zu, anderswo ab. Eine gesteigerte Bedeutung kommt bereits den zweijährigen Gewächsen zu (Th-Elemente), insbesondere auf tiefer gelegenen Böden.

Die Unkrautverhältnisse der Gerste- und Haferfelder vor der Ernte gleichen denen des Winterweizens. In den Gerstesaaten auf Wiesenton tritt als bedeutendes Unkraut *Lathyrus tuberosus* auf, während in den Hafersaaten wahrscheinlich infolge des dünnen Bestandes und der langsameren Entwicklung des Hafers *Chenopodium album* eine grössere Rolle spielt.

Stoppelfelder der Getreidesaaten

Die Zahl der Unkrautarten verringert sich nach der Ernte. Demgegenüber ist die Unkrautmasse auf dem Schwemmlöss am grössten. Die leeren, unbedeckten Flächen nehmen naturgemäss beträchtlich zu. Ein Vergleich mit dem herbstlichen Luzernenfeld ergibt das Fehlen von *Plantago lancoleata* und *Taraxacum officinale*. Es scheint, dass am meisten das Stoppelfeld auf Schwemmlöss das Auftreten des Unkrauts begünstigt : es vermag nämlich ohne auskeimenden Weizen 48,3% Unkraut hervorzubringen, das Stoppelfeld auf Wiesenton dagegen nur 19,7%.

Die Ernte des Weizens hat eine massenhaftere Entwicklung von Unkraut zur Folge. Vornehmlich die einjährigen und perennierenden kosmopolitischen Elemente vermehren sich stark.

Als charakteristischste Unkrautpflanzen der Winterweizenfelder der Umgebung von Szeged erwiesen sich auf Grund ihrer Häufigkeit auf allen drei Bodenarten die folgenden : *Consolida orientalis, Adonis aestivalis, Ranunculus arvensis, Convolvulus arvensis, Lamium amplexicaule, Veronica hederifolia, Lepidium draba, Capsella bursa-pastoris, Polygonum convolvulus.*

Die in grössten Massen auftretenden Unkräuter auf Schwemmlöss sind : *a)* bis zur Ernte : *Vicia striata, Lithospermum arvense, Papaver rhoeas, Centaurea cyanus; b)* auf dem Stoppelfeld : *Hibiscus trionum, Stachys annua, Portulaca oleracea, Chenopodium album, Amaranthus albus* und *retroflexus, Polygonum aviculare, Anagallis arvensis, Eragrostis pooides, Triticum aestivum* (wenig), stellenweise *Cirsium arvense, Atriplex tatarica* und *Cynodon dactylon.*

Die in grössten Massen auftretenden Unkräuter auf tonhaltigem Alluvialboden sind : *a)* bis zur Ernte : *Lithospermum arvense, Sinapis arvensis, Stellaria media, Polygonum amphibium;* auf dem Stoppelfeld : *Cirsium arvense, Chenopodium album, Polygonum amphibium, Setaria viridis,* stellenweise *Atriplex patula* und *Setaria glauca.*

Die in grössten Massen auftretenden Unkräuter auf Wiesenton sind : *a)* bis zur Ernte : *Papaver rhoeas, Thlaspi perfoliatum, Sinapis arvensis, Cirsium arvense, Anagallis arvensis, Polygonum amphibium* und *aviculare, Setaria viridis,* stellenweise *Matricaria maritima ssp. inodora; b)* auf dem Stoppelfeld : *Hibiscus trionum, Euphorbia virgata, Stachys annua, Kickxia elatine, Cirsium arvense, Cichorium intybus, Polygonum amphibium, Setaria viridis,* stellenweise *Lathyrus tuberosus, Polygonum aviculare* und *Anagallis arvensis.*

Vom Beginn des Frühjahrs bis Anfang Sommer nimmt die Zahl der Unkrautarten zu. Die Ernte vernichtet dann den grössten Teil des Frühjahrsaspektes und fördert die Ausbildung des Herbstaspektes sowie den Wechsel der einjährigen Pflanzen, wobei sie auch eine intensivere Entwicklung der perennierenden Unkräuter begünstigt. Das von den Unkräutern eingenommene Areal vermindert sich zur Zeit der Weizenreife, um sich dann auf dem Stoppelfeld wieder zu vermehren. Der reifende Weizen drängt vor allem die eurasischen und mediterranen Elemente in den Hintergrund. Die Änderungen der Arealtypen und der Lebensformen für die einzelnen Bodenarten bzw. für die Entwicklungsstufen der Saat gehen aus den vorgeführten Tabellen hervor.

B) *Getreidefelder im Gebiet zwischen Donau und Theiss*

Die informativen Unkrautverhältnisse des Roggens, Weizens und der Stoppelfelder auf den Sandböden in der Umgebung von Szeged auf Grund der Aufnahmen des Jahres 1950 finden sich tabellarisch zusammengezogen in den Arbeiten von UJVÁROSI (1952, 1953).

Frühjahrshalbbrache

Der vor der Aussaat der Hackfrüchte ruhende Acker weist sowohl auf Flugsand als auch auf tonigem Sand gleicherweise je 56 Unkrautarten auf. Die Masse des Unkrauts ist jedoch auf dem tonhaltigen Sand grösser. Auch die Verteilung der Elemente ist auf beiden Bodenarten fast gleich. Auf der Frühjahrhalbbrache ist die Zahl der Unkräuter geringer als im Luzernenfeld im Frühjahr, aber grösser als im Roggenfeld.

Auf beiden Böden sind folgende Unkräuter von Bedeutung : *Papaver rhoeas, Diplotaxis tenuifolia, Sisymbrium sophia, Senecio vernalis, Holosteum umbellatum.*

Auf Flugsand : *Veronica triphyllos, Plantago indica, Erigeron canadensis, Senecio vulgaris, Cerastium semidecandrum, Salsola kali ssp. ruthenica, Polygonum convolvulus, Bromus tectorum,* stellenweise *Melandrium album, Stellaria media, Ornithogalum umbellatum.*

Auf tonhaltigem Sand : *Euphorbia falcata, Convolvulus arvensis, Lamium amplexicaule, Stachys annua, Veronica hederifolia, Lepidium perfoliatum* und *draba, Capsella bursa-pastoris, Camelina microcarpa, Arenaria serpyllifolia, Ornithogalum umbellatum, Secale cereale,* stellenweise *Veronica triphyllos* (vgl. Tabelle XI).

Getreide- (Roggen-) Felder

Ähnlich wie bei der Besprechung des Gebietes jenseits der Theiss sollen auch hier die Untersuchungsergebnisse des Zustandes des Roggens (Weizens, Gerste) im Frühjahr, vor der Ernte bzw. in seinem Stoppelfeld erörtert werden.

Tabelle IX

Spektrum der Weizen- (Gersten-, Hafer-) Unkräuter in der zum Gebiet jenseits der Theiss gehörenden Umgebung von Szeged

a) Florenspektrum

	Umgebung von Szeged insgesamt	Schwemmlöss	Toniger Alluvialboden	Wiesenton	Frühjahr	Schwemmlöss	Toniger Alluvialboden	Wiesenton	Vor dem Mähen	Schwemmlöss	Toniger Alluvialboden	Wiesenton	Stoppelfeld	Schwemmlöss	Toniger Alluvialboden	Wiesenton	Gerste: Schwemmlöss	Gerste: Wiesenton	Hafer-Schwemmlöss
		insgesamt				im Frühjahr			vor der Ernte				Stoppelfeld				vor der Ernte		
	1.	2.	3.	4.	5.	6.	7.	8.	9.	10.	11.	12.	13.	14.	15.	16.	17.	18.	19.
Kozm	20,6	25,3	25,6	18,0	20,3	26,9	22,5	18,0	20,2	28,1	27,9	19,4	27,6	31,5	30,0	20,4	35,7	24,5	31,7
Adv	8,4	8,9	13,5	7,0	9,5	2,4	12,5	6,0	9,5	10,3	11,6	8,1	12,1	15,8	10,0	10,3	21,4	8,9	19,5
Cp	5.4	8,9	5,4	6,0	5,4	7,3	5,0	6,0	4,8	2,6	7,0	6,5	8,6	13,2	10,0	7,7	3,6	6,7	2,4
Eua	38,2	32,9	29,7	44,0	43,2	44,0	37,5	50,0	35,7	33,3	30,2	41,9	31,1	23,7	23,4	38,4	32,1	40,0	31,7
Eu	3,8	2,5	4,1	6,0	4,0	2,4	2,5	6,0	4,8	2,6	4,7	4,8	3,4	2,6	6,7	2,6	—	4,4	2,4
Em (= Ke)	1,5	1,3	1,4	—	—	—	—	—	2,4	2,6	2,3	—	—	—	—	—	—	2,2	—
Kont	3,8	3,7	5,4	5,0	4,0	2,4	7,5	4,0	5,9	5,1	2,3	6,5	1,7	—	3,3	2,6	3,6	4,4	2,4
Pont	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Pont-Medit	1,5	—	2,7	2,0	1,4	—	2,5	2,0	1,2	—	—	1,6	1,7	—	3,3	2,6	—	2,2	—
Medit	16,8	16,5	12,2	12,0	12,2	14,6	10,0	8,0	15,5	15,4	14,0	11,3	13,8	13,2	13,3	15,4	3,6	6,7	9,8
Atl-Medit	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Balk (-Kauk)	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
End-Pann et Pann subend	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Zusammen	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0

b) Ökologisches Spektrum

	1.	2.	3.	4.	5.	6.	7.	8.	9.	10.	11.	12.	13.	14.	15.	16.	17.	18.	19.
M	0,8	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	3,6	—	2,4
Ch	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
H	21,4	14,0	16,2	21,0	23,0	22,0	22,5	16,0	19,1	12,8	11,6	17,7	20,7	13,2	23,3	20,4	7,1	15,6	9,8
G	6,9	7,6	6,8	4,0	6,8	4,9	5,0	6,0	7,1	10,3	7,0	4,8	8,6	13,2	6,7	5,1	7,1	6,7	7,3
TH	3,0	2,5	4,1	3,0	4,0	2,4	2,5	2,0	2,4	—	4,7	3,2	6,9	5,3	3,3	7,7	3,6	2,2	4,9
Th	67,9	75,9	72,9	72,0	66,2	70,7	70,0	76,0	71,4	76,9	76,7	74,3	63,8	68,3	66,7	66,8	78,6	75,5	75,6
Zusammen	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0

Tabelle X

Die Unkrautverhältnisse der Frühjahrshalbbrachen im Donau—Theiss-Zwischenstromland

	Insgesamt			Tonhaltiger Sand			Flugsand		
	1.	2.	3.	1.	2.	3.	1.	2.	3.
Kozm	17	22,7	3,6	12	21,4	3,2	14	25,0	4,0
Adv	6	8,0	2,4	4	7,1	3,0	5	8,9	1,7
Cp	3	4,0	15,5	2	3,6	18,0	3	5,4	12,9
Eua	26	34,7	32,8	23	41,0	45,8	20	35,7	19,8
Eu	6	8,0	2,9	2	3,6	0,1	4	7,1	5,8
Em (= Ke)	1	1,3	+	1	1,8	+	—	—	—
Kont	4	5,3	1,0	3	5,4	1,8	3	5,4	0,2
Pont	1	1,3	+	1	1,8	+	1	1,8	0,1
Pont-Medit	2	2,7	0,5	1	1,8	0,6	2	3,6	0,4
Medit	9	12,0	11,1	6	12,5	17,3	4	7,1	4,9
Atl-Medit	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Balk (-Kauk)	—	—	—	—	—	—	—	—	—
End pann et Pann subend	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Zusammen	75	100,0	69,8	56	100,0	89,8	56	100,0	49,8
M	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Ch	—	—	—	—	—	—	—	—	—
H	8	10,7	2,5	8	14,3	3,8	6	10,7	1,2
G	3	4,0	7,1	3	5,4	12,6	2	3,6	1,6
TH	3	4,0	0,9	—	—	—	3	5,4	1,8
Th	61	81,3	59,3	45	80,3	73,4	45	80,3	45,2
Zusammen	75	100,0	69,8	56	100,0	89,8	56	100,0	49,8

1. Artenzahl
2. Spektrum
3. Mengenverhältnisse in %.

Tabelle XI

Spektrum der Roggen- (Weizen-, Gersten-) Unkräuter der zum Donau—Theiss-Zwischenstromland gehörenden Umgebung von Szeged

a) Florenspektrum

	Umgebung von Szeged	Flugsand	Toniger Sand	Im Frühjahr	Flugsand	Toniger Sand	Vor dem Mähen	Flugsand	Toniger Sand	Stoppelfeld	Flugsand	Toniger Sand	Weizen	Gerste
	Insgesamt			im Frühjahr				vor dem Mähen		Stoppelfeld			toniger Sand im Frühjahr	
	1.	2.	3.	4.	5.	6.	7.	8.	9.	10.	11.	12.	13.	14.
Kozm	24,2	26,9	25,6	19,6	17,1	21,3	20,3	20,5	22,7	32,5	35,3	33,8	16,3	19,1
Adv	12,1	14,1	9,0	5,4	8,6	2,1	13,0	20,5	7,5	11,2	20,6	9,8	7,0	6,4
Cp	4,2	3,8	4,1	3,6	5,7	4,3	2,9	5,1	1,9	3,7	5,9	4,2	4,7	6,4
Eua	32,5	34,7	34,6	37,4	45,7	38,3	39,1	40,1	43,4	27,5	17,6	31,0	39,4	36,1
Eu	6,0	3,8	6,2	10,7	8,6	10,6	4,4	2,6	3,8	2,5	—	2,8	9,3	8,5
Em (= Ke)	1,2	—	1,2	1,8	—	3,1	—	—	—	1,3	—	1,4	—	—
Kont	3,0	2,6	3,5	5,4	5,7	6,4	2,9	2,6	1,9	—	—	—	4,7	6,4
Pont	1,2	1,3	0,6	—	—	—	1,5	2,6	—	1,3	2,9	—	—	—
Pont-Medit	5,4	6,4	5,5	5,4	5,7	2,1	5,8	2,6	7,5	5,0	8,9	2,8	2,3	4,3
Medit	9,6	5,1	9,7	10,7	2,9	12,8	10,1	2,6	11,3	13,7	5,9	14,1	16,3	12,8
Atl-Medit	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Balk (-Kauk)	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
End-Pann et Pann subend	0,6	1,3	—	—	—	—	—	—	—	1,3	2,9	—	—	—
Zusammen	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0

b) Ökologisches Spektrum

	1.	2.	3.	4.	5.	6.	7.	8.	9.	10.	11.	12.	13.	14.
M	3,0	3,8	1,2	—	—	—	4,4	7,7	—	2,5	—	2,8	—	—
Ch	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
H	16,3	7,7	17,8	8,9	5,7	8,5	14,5	7,7	18,9	20,0	8,9	21,1	9,3	8,5
G	5,4	3,8	5,5	3,6	2,9	4,3	5,8	5,1	5,7	3,7	2,9	4,2	4,7	4,3
TH	5,4	3,8	6,2	1,8	2,9	—	5,8	5,1	7,5	6,3	5,9	7,1	2,3	4,3
Th	69,9	80,9	69,3	85,7	88,5	87,2	69,5	74,4	67,9	67,5	82,3	64,8	83,7	82,9
Zusammen	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0

Getreidefelder im Frühjahr

Auf dem tonhaltigen Sand ist die Zahl der Unkrautarten (47) grösser als auf dem Flugsand (35), wogegen die von den Unkräutern bedeckte Fläche im ersten Fall mit 67,5% kleiner ist als der Deckungswert von 78,5% beim Flugsand. Die Zahl der Unkrautarten ist wegen der einjährigen Pflanzen auf dem tonhaltigen Sand grösser, während deren tatsächlicher Deckungswert kleiner als auf dem Flugsand ist. Der Gesamtdeckungswert sämtlicher Unkräuter ist höher als in jedem beliebigen Getreidefeld im Gebiet jenseits der Theiss.

Die Artenzahl, das Artenspektrum und die Mengenverhältnisse des auf dem tonhaltigen Sand angebauten Weizens unterscheidet sich kaum von den betreffenden Kennzahlen der Roggenfelder auf dem gleichen Boden.

Im Gerstenfeld ist die Artenzahl im Frühjahr dieselbe wie beim Weizen, auch das Artenspektrum zeigt eine völlige Übereinstimmung, dagegen ist die Unkrautmenge weit geringer.

Getreide- (Roggen-) Felder vor der Ernte

Die Zahl der Unkrautarten ist auf beiden Böden grösser als im Frühjahr. Auch ihr Deckungswert ist grösser, vornehmlich auf Flugsand. Der Roggen weist auf beiden Böden eine grössere Menge (85,0%) auf, als der Weizen im Gebiet jenseits der Theiss. Im Einklang damit erhöht sich in den reifen Saaten die Zahl der Unkrautarten, mit Ausnahme der einjährigen Elemente. Der tatsächliche Deckungswert der Unkrautgewächse nimmt zu, im Gegensatz zu den Weizenfeldern im Gebiet jenseits der Theiss.

Vergleicht man die Unkräuter auf den beiden Bodenarten miteinander, so ergibt sich, dass zur Zeit der Ernte die Menge der kosmopolitischen und adventiven Elemente, insbesondere auf dem tonhaltigen Sand, und die der zirkumpolaren Elemente auf dem Flugsand zugenommen hat.

Stoppelfelder von Getreide- (Roggen-) Saaten

Die Zahl der Unkrautarten vermindert sich auf Flugsand und erhöht sich auf tonhaltigem Sand. Die Menge des Unkrautes nimmt stark zu, und zwar auf das Dreifache der Menge im Frühjahr. Das Stoppelfeld des tonhaltigen Sandbodens ist vom Gesichtspunkt der Unkrautfrage ungünstig. Die Mengenzunahme der Unkräuter tritt infolge der Mengenzunahme der perennierenden Arten ein.

Die bedeutendsten Unkrautpflanzen auf beiden Böden sind : *a)* bis zur Ernte : *Vicia villosa*, *Lithospermum arvense*, *Papaver rhoeas*, *Erophila verna*, *Holosteum umbellatum*, *Agrostemma githago*; *b)* auf dem Stoppelfeld : *Erigeron canadensis*, *Portulaca oleracea*, *Chenopodium album*, *Salsola kali ssp. ruthenica*, *Polygonum convolvulus*, *Eragrostis pooides*, *Digitaria sanguinalis*, *Setaria viridis.*

Auf Flugsand : *a)* bis zur Ernte : *Vicia hirsuta*, die zum Zeitpunkt der Ernte bereits verwelkte *Veronica triphyllos*, *Cerastium semidecandrum*; *b)* auf dem Stoppelfeld : *Tribulus terrestris ssp. orientalis*, *Sisymbrium orientale*, *Erigeron canadensis*, *Arenaria serpyllifolia*, *Corispermum nitidum*, *Polygonum arenarium* und *convolvulus*, *Tragus racemosus.*

Auf tonhaltigem Sand : *a)* bis zur Ernte : *Veronica hederifolia*, *Lepidium draba* ; *b)* auf dem Stoppelfeld : *Medicago lupulina*, *Hibiscus trionum*, *Euphorbia falcata*, *Convolvulus arvensis*, *Centaurium pulchellum*, *Heliotropium europaeum*, *Ajuga chamaepitys*, *Plantago major*, *Diplotaxis tenuifolia*, *Gnaphalium luteo-album*, *Amaranthus retroflexus* und *albus*, *Anagallis arvensis*, *Polygonum aviculare*, *Cynodon dactylon*, stellenweise *Trifolium repens* und *Secale cereale.*

Die charakteristischeren Unkräuter auf dem Stoppelfeld des tonhaltigen Sandes stehen also der Unkrautliste der Weizen- und Luzernenfelder im Gebiet jenseits der Theiss recht nahe (es fehlten nur *Melandrium* und *Cuscuta*).

Hackfructsaaten

A) Hackfruchtsaaten im Gebiet jenseits der Theiss

Mit den Unkrautverhältnissen der Hackfrüchte befasste sich als erster UJVÁROSI (1948) in der Umgebung von Kehida. Über seine Aufnahmen auf dem ganzen Landesgebiet veröffentlicht er im Jahre 1950 zusammengezogene, die Deckungswerte der wichtigsten Unkräuter angebende, vereinfachte Tabellen. Der Verfasser prüfte die Unkräuter der Baumwolle (1952), des Maises (1953) und der auf alkalischem Löss angebauten Hackfrüchte (1954), während JEANPLONG

die Unkrautverhältnisse beim Hanfeibisch untersuchte (1952). Eine Übersicht über die Ergebnisse der vorliegenden Untersuchungen im Gebiet jenseits der Theiss findet sich in Tabelle XII.

Hackfruchtsaaten auf Schwemmlöss

Die Behackung lichtet zwar das Unkraut, allerdings entwickeln sich dann die ohne Konkurrenten gebliebenen Individuen stärker. Die Zahl der Arten schwankt zwischen 27 und 34. Ihren grössten Deckungswert erreichen sie in den Kartoffelfeldern (48,5%), während sie in den eine sorgfältige Pflege erfordernden Paprikasaaten stark zurückgedrängt werden. Die Zahl der kosmopolitischen und adventiven Elemente ist im Kartoffelfeld am grössten, wo sie auch ihren höchsten Deckungswert (44,6%) erreichen. Der prozentuale Anteil der einjährigen Unkräuter ist in jeder Kultur höher als 70%. Ihren niedrigsten Deckungswert haben sie in den Sonnenblumen, ihren höchsten in den Kartoffeln zu verzeichnen. Das Kartoffelfeld weist auch die grösste Menge von perennierenden Unkräutern auf.

Hackfruchtsaaten auf tonhaltigem Alluvialboden

Die grösste Anbaufläche haben der Mais und die Rübe, so dass hier ausführlicher nur diese beiden Kulturen behandelt werden sollen (vgl. Tabelle XII).

Hackfruchtsaaten auf Wiesenton

Es wurden hauptsächlich die Unkrautverhältnisse in den Mais-, Rüben- und Sonnenblumenfeldern untersucht, wobei sich das Maisfeld als am verunkrautetsten erwies. Die Anzahl, der Prozentsatz und die Menge der kosmopolitischen und adventiven Arten tritt etwas in den Hintergrund. Die einjährigen Unkrautarten verlieren, insbesondere im Maisfeld, viel von ihrer Bedeutung Demgegenüber kommt den perennierenden Arten, vornehmlich im Mais eine gesteigerte Rolle zu.

Bedeutende Unkräuter auf allen drei Bodenarten sind : *Convolvulus arvensis*, *Chenopodium album*, *Amaranthus retroflexus*, *Setaria viridis*, *Cirsium arvense*.

Auf Schwemmlöss : *Lepidium draba*, *Amaranthus albus*, *Cynodon dactylon*, *Stachys annua*, *Diplotaxis muralis*, *Portulaca oleracea*, *Hibiscus trionum*, *Orobanche cumana*.

Auf tonhaltigem Alluvialboden : *Polygonum amphibium*, stellenweise *Portulaca oleracea* und *Echinochloa crus-galli*.

Auf Wiesenton : *Polygonum amphibium*, *Lathyrus tuberosus*, *Hibiscus trionum*, *Echinochloa crus-galli*, stellenweise *Euphorbia virgata*.

B) Hackfruchtsaaten im Land zwischen Donau und Theiss

Die Unkrautverhältnisse auf diesem Gebiete sind in der Tabelle XIII zusammengestellt.

Hackfruchtsaaten auf Flugsand

Die Zahl der Unkrautarten ist stark vermindert, auch ihr Deckungswert ist weit niedriger als in den Halbbrachfeldern im Frühjahr, aber auch niedriger im Vergleich zu den Böden des Gebiets jenseits der Theiss.

Hackfruchtsaaten auf tonhaltigem Sand

In den Maiskulturen finden sich die meisten, in den Paprikafeldern die wenigsten Unkräuter. Ähnlich gestaltet sich auch die Verteilung ihrer Menge.

Die wichtigsten Unkräuter auf beiden Böden sind : *Portulaca oleracea*, *Chenopodium album*, *Salsola kali ssp. ruthenica*, *Eragrostis pooides*, *Digitaria sanguinalis*, *Setaria viridis*.

Auf Flugsand : *Tribulus terrestrus ssp. orientalis*, *Polygonum convolvulus*, *Tragus racemosus*, *Orabanche cumana*, *Amaranthus retroflexus* und *albus*, *Cynodon dactylon*.

Auf tonhaltigem Sand : *Hibiscus trionum*, *Convolvulus arvensis*, stellenweise *Chondrilla juncea*, *Chenopodium strictum*, *Eragrostis megastachya*, *Setaria glauca*, *Polygonum aviculare*, *Diplotaxis tenuifolia*.

Tabelle XII

Spektrum der Hackfruchtunkräuter im Gebiet jenseits der Theiss

	Insgesamt				Mais				Rübe				Sonnenblume				Kartoffel	Mohn
		Schwemmlöss	Toniger Alluvialboden	Wiesenton	Insgesamt	Schwemmlöss	Toniger Alluvialboden	Wiesenton	Insgesamt	Schwemmlöss	Toniger Alluvialboden	Wiesenton	Insgesamt	Schwemmlöss	Toniger Alluvialboden	Paprika Schwemmlöss	Schwemmlöss	Toniger Alluvialboden
Kozm	28,4	30,2	35,3	32,8	36,1	34,3	43,2	31,1	28,6	32,2	33,8	33,2	36,6	35,4	38,2	44,5	46,5	42,2
Adv	17,1	22,6	17,6	10,4	15,3	18,8	15,6	17,4	14,3	19,4	16,1	9,5	7,7	14,7	2,9	14,8	21,4	10,5
Cp	4,9	7,5	5,9	4,5	5,5	6,2	6,9	3,4	5,9	9,7	3,6	4,8	5,8	8,8	5,9	3,7	7,1	7,9
Eua	29,3	20,8	23,5	32,8	25,0	18,8	24,1	27,6	29,7	19,4	26,8	31,0	28,9	23,5	32,4	18,5	17,9	26,3
Eu	4,1	—	3,5	4,5	2,8	—	3,4	3,4	3,6	—	3,6	4,8	3,8	—	5,9	—	—	—
Em (= Ke)	1,6	—	2,4	—	1,4	—	1,7	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	2,6
Kont	4,1	3,8	4,7	1,6	4,2	3,1	3,4	3,4	4,8	3,2	5,4	2,4	1,9	—	2,9	3,7	—	2,6
Pont	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Pont-Medit	1,6	—	1,2	3,0	1,4	—	1,7	3,4	1,2	—	1,8	2,4	3,8	—	5,9	—	—	—
Medit	8,9	15,1	5,9	10,4	8,3	18,8	—	10,3	11,9	16,1	8,9	11,9	11,5	17,6	5,9	14,8	7,1	7,9
Atl-Medit	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Balk (-Kauk)	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
End pann et Pann subend	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Zusammen	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0
M	1,6	—	2,4	—	—	—	—	—	2,4	—	3,6	—	—	—	—	—	—	—
Ch	0,8	1,9	1,2	—	1,4	3,1	—	—	1,2	—	1,8	—	—	—	—	—	—	—
H	24,4	13,2	27,0	22,4	26,4	9,4	27,6	27,6	23,8	9,7	32,1	19,0	25,0	11,8	32,3	11,1	7,1	10,6
G	7,3	9,4	7,1	7,5	8,3	12,5	10,3	10,3	7,1	9,7	5,4	9,5	11,5	11,8	11,8	11,1	14,3	13,3
TH	8,1	3,8	7,1	6,4	7,0	3,1	8,6	—	4,8	3,1	5,4	4,8	3,8	—	5,9	—	—	2,6
Th	57,8	71,7	55,2	64,1	56,9	71,9	53,5	62,1	60,7	77,5	51,7	66,7	59,7	76,4	50,0	77,8	78,6	73,5
Zusammen	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0

Tabelle XIII

Spektrum der Hackfruchtunkräuter im Donau—Theiss-Zwischenstromland

	Insgesamt			Mais			Sonnenblume			Rübe	Paprika	Kartoffel
		Flugsand	Toniger Sand	Insgesamt	Flugsand	Toniger Sand	Insgesamt	Flugsand	Toniger Sand	Toniger Sand		
Kozm	28,7	28,2	31,3	37,9	30,9	39,2	29,1	30,0	31,1	34,1	32,6	39,2
Adv	19,2	28,2	19,3	19,0	26,9	17,6	14,5	20,0	11,1	13,6	20,9	25,0
Cp	5,3	2,6	6,7	5,2	7,7	5,9	5,5	6,7	6,7	4,5	7,0	10,7
Eua	28,7	20,5	27,7	24,2	19,2	25,5	23,7	20,0	28,9	29,6	30,2	14,3
Eu	—	5,1	—	—	—	—	1,8	3,3	4,4	—	—	3,6
Em (= Ke)	2,1	—	2,4	—	—	—	3,6	—	—	—	—	—
Kont	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Pont	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Pont-Medit	2,1	5,1	—	1,7	3,8	—	3,6	6,7	—	—	—	—
Medit	12,8	7,7	13,3	10,3	7,7	11,8	16,4	10,0	17,8	18,2	9,3	3,6
Atl-Medit	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Balk (-Kauk)	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
End pann et Pann subend	1,1	2,6	—	1,7	3,8	—	1,8	3,3	—	—	—	3,6
Zusammen	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0
M	1,1	2,6	—	—	—	—	1,8	3,3	—	—	—	—
Ch	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
H	14,9	5,1	16,9	13,8	3,8	13,7	14,5	6,7	17,8	6,8	20,9	10,7
G	7,4	10,3	6,0	5,2	7,7	5,9	7,3	10,0	6,7	6,8	2,3	7,1
TH	6,4	2,6	6,0	6,9	—	7,9	5,5	—	6,7	9,1	2,3	3,6
Th	70,2	79,4	71,1	74,1	88,5	72,5	70,9	80,0	68,8	77,3	74,5	78,6
Zusammen	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0

Tabelle XIV

Der Bodencharakter im Spiegel der Vegetation

	Schwemmlöss			Toniger Alluvialboden			Wiesenton			Tonhaltiger Sand			Flugsand		
	1.	2.	3.	1.	2.	3.	1.	2.	3.	1.	2.	3.	1.	2.	3.
Kozm	26	23,6	12,5	41	25,7	15,1	30	19,0	7,5	41	20,9	15,4	30	27,3	12,5
Adv	12	10,9	2,7	20	12,6	3,2	15	9,5	4,0	22	11,2	1,1	19	17,3	1,1
Cp	5	4,6	1,5	7	4,4	2,3	8	5,1	1,8	10	5,1	8,0	4	3,6	6,6
Eua	44	40,0	15,4	56	35,2	12,4	65	41,2	15,1	68	34,8	20,0	34	30,9	12,7
Eu	6	5,5	0,6	8	5,0	0,3	7	4,4	0,4	12	6,1	1,5	6	5,5	1,9
Em (= Ke)	1	0,9	+	2	1,3	+	1	0,6	+	4	2,0	+	1	0,9	+
Kont	2	1,8	0,8	6	3,8	0,5	6	3,8	0,5	7	3,6	0,5	3	2,7	0,1
Pont	—	—	—	—	—	—	—	—	—	2	1,0	+	1	0,9	1,9
Pont-Medit	2	1,8	+	3	1,9	0,3	4	2,5	1,3	10	5,1	0,6	4	3,6	2,1
Medit	12	10,9	3,5	16	10,1	1,3	22	13,9	1,7	19	9,7	3,7	7	6,4	1,6
Atl-Medit	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1	0,5	—	—	—	—
Balk (-Kauk)	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
End pann et Pann subend.	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1	0,9	0,5
Zusammen	110	100,0	37,1	159	100,0	35,4	158	100,0	32,3	196	100,0	50,8	110	100,0	41,0
M	—	—	—	3	1,9	+	—	—	—	4	2,0	+	4	3,6	0,2
Ch	1	0,9	+	1	0,6	0,1	—	—	—	—	—	—	—	—	—
H	19	17,3	4,4	37	23,3	5,8	32	20,2	5,7	39	19,9	4,9	11	10,0	1,7
G	7	6,4	1,9	9	5,6	2,7	12	7,6	2,6	10	5,1	3,9	5	4,5	1,1
TH	9	8,2	0,2	12	7,5	0,2	9	5,7	0,3	16	8,2	0,5	6	5,5	0,6
Th	74	67,4	30,6	97	61,1	26,6	105	66,5	23,7	127	64,8	41,5	84	76,4	37,4
Zusammen	110	100,0	37,1	159	100,0	35,4	158	100,0	32,3	196	100,0	50,8	110	100,0	41,0

1. Artenzahl
2. Spektrum
3. Mengenverhältnisse in %

Durch den Ackerbau hervorgerufene Veränderungen in der Zusammensetzung der Vegetation

Im Laufe der durchgeführten Untersuchungen konnte die reelle, zahlenmässige (in Mengenprozenten ausgedrückte) Schädigung der in ihrer Entwicklung sich völlig an den Ackerbau anpassenden Unkräuter für jede Kultur und für jede Bodenart festgestellt werden.

Der Ackerbau verursacht einen völligen Wechsel in der Flora, wobei das Bestreben dahin geht, den Boden mit nur einer einzigen Kulturpflanze zu bevölkern. Dies schafft eine einseitige ökologische Lage auch für jede andere, zusammen mit der Kulturpflanze lebende Art und führt zur Ausbildung einer segetalen Unkrautflora, die sich völlig an die betreffende Saat angepasst hat.

Aus einem floristisch-ökologischen Vergleich zwischen der Vegetation und der Äcker Ungarns lassen sich folgende Veränderungen feststellen. Der Ackerbau erhöht den Anteil der kosmopolitisch-adventiven, der eurasischen, der mediterranen und in kleinerem Ausmass der pontisch-mediterranen Elemente, ferner die Zahl und prozentuale Rolle der einjährigen Arten. Dagegen setzt er den Anteil der zirkumpolaren Elemente und der perennierenden Arten stark herab.

Im Vergleich zu sämtlichen Saaten Ungarns zeigt die Umgebung von Szeged eine weitere Zunahme des Anteils der kosmopolitischen und adventiven Elemente, insbesondere im Donau—Theiss Zwischenstromland. Der Prozentsatz der eurasischen und mediterranen Arten erhöht sich dagegen nur längs der Theiss. Der prozentuale Anteil der einjährigen Unkrautpflanzen nimmt auf den Sandböden im Vergleich zu der Summe der Felder ganz Ungarns wesentlich zu.

Der Unterschied zwischen den in der Umgebung von Szeged aufeinandertreffenden zweierlei Böden lässt sich auch auf dem Gebiet der Botanik nachweisen und sogar in der Schädigung durch das Unkraut wahrnehmen. Die Grösse des Schadens kann auf Grund der von den Unkräutern als Raumparasiten bedeckten Fläche, d. h. auf Grund ihres prozentualen Mengenverhältnisses abgemessen werden. Obwohl sich in den schweren Böden längs der Theiss mehr Unkräuter befinden als im Gebiet zwischen Donau und Theiss, bedecken sie auf letzterem dennoch eine grössere Fläche, wozu noch die von ihnen verbrauchten Nährstoffe, sowie der der Kulturpflanze entzogene Sonnenschein hinzuzuzählen ist, um imstande zu sein, den von ihnen verursachten Schaden voll in Rechnung zu stellen.

In dem bereits ausgereiften sowie in den Hackfruchtkulturen findet sich die kleinste Unkrautmenge. Dagegen treten auf den Stoppelfeldern ungeahnte Mengen von Unkraut in Erscheinung, insbesondere auf Sandböden, wo mit einer Masse von 77,8% zu rechnen ist. Mehr als die Hälfte der Unkrautschädlinge sind einjährige Pflanzen. Jedes Mähen der Luzerne bedeutet gleichzeitig auch eine Vertilgung des Unkrauts, doch gewährt das Umpflügen des Luzernenfeldes eine neue Möglichkeit für das Aufkeimen der im Boden schlummernden Unkrautsamen und somit eines Erscheinens von neuen Unkrautmengen. Das Behacken vermindert zwar die Unkrautarten, doch gewährleistet es optimale Bedingungen für die Samenreife einiger Arten mit grosser Entwicklungsgeschwindigkeit. Im Frühjahr schafft die Luzerne trotz ihrer Dichte gute Verhältnisse für das Wachstum der Unkräuter. Die Getreidearten drängen das Unkraut im Verhältnis zu ihrer Dichte zurück und können sogar seine Entwicklung vollständig verhindern. Nach der Ernte ergeben sich aber für diese Unkräuter neue Keimungsmöglichkeiten. Die nahezu ganz geschlossenen Hanfsaaten (TIMÁR 1952) lassen weder die im Frühjahr noch die im Herbst keimenden Unkrautarten aufkommen. Vergleicht man die von UJVÁROSI in der Reihenfolge ihrer Wichtigkeit aufgezählten 43 ersten Unkrautarten mit den Arten der Umgebung von Szeged, so finden sich hauptsächlich in den Frühjahrsarten Unterschiede. Diese Arten sind : *Ranunculus arvensis*, *Valerianella locusta*, *Veronica polita* und *hederifolia*, *Lamium amplexicaule*, *L. purpureum*, *Papaver rhoeas*, *Thlaspi arvense* und *perfoliatum*, *Capsella bursa-pastoris*, *Diplotaxis tenuifolia*, *Erophila verna*, *Holosteum umbellatum*, *Stellaria media*, *Cerastium dubium (Triticum aestivum)*.

Im Laufe des ganzen Jahres ist mit fünf bedeutenderen Unkrautarten im Gebiet jenseits der Theiss zu rechnen : *Convolvulus arvensis*, *Lepidium draba*, *Cirsium arvense*, *Polygonum amphibium*, *Setaria viridis*.

Im Gebiet zwischen Donau und Theiss beträgt die Zahl der Unkrautarten um 54 weniger als im Gebiet jenseits der Theiss. Die hier anzutreffenden Unkräuter weisen vorwiegend einen kosmopolitischen Charakter auf, insbesondere auf Flugsand, doch ist auch der eurasische und mediterrane Anteil gross, wobei aber letztere Elemente stark hinter der entsprechenden Gruppe des Gebiets jenseits der Theiss zurückbleiben.

Unter den Lebensformen ragt der Prozentsatz der einjährigen Unkrautgewächse weit über den der übrigen hinaus, vornehmlich auf Flugsand. Die meisten Unkräuter weisen die Getreidefelder auf, dann kommen die Hackfrüchte und die Luzerne. Die einjährigen und kos-

mopolitischen sowie adventiven Arten treten hauptsächlich im Herbst, die eurasischen und mediterranen Elemente im Frühjahr auf.

Im Laufe des ganzen Jahres muss man ebenfalls mit fünf hauptsächlichen Schädlingen rechnen : *Polygonum convolvulus*, *Digitaria sanguinalis*, *Convolvulus arvensis* (*Secale cereale*), *Lepidium draba*.

Die Tabelle XV zeigt die Unterschiede zwischen den Feldern auf verschiedenem Boden.

Zönologisches System

Ein Teil der Phytozönologen behandelte die Getreideschläge und ihre Stoppelfelder — mangels genügender Beobachtung — als gesonderte Assoziationen.

Diese primitive, auch im Ausland anzutreffende irrige Auffassung der Unkrautvegetation gab zu viel Diskussion mit den Vertretern der neuen Anschauung Anlass, laut der die Saat und ihr Stoppelfeld als eine einzige Assoziation zu betrachten ist. Gleichzeitig tauchte aber auch die Auffassung auf, dass die einzelnen Assoziationen der Felder auch auf ruderalen Standorten entstehen können (z. B. *Amarantho—Chenopodietum*, FELFÖLDY, BALÁZS, TIMÁR, UBRIZSY).

Andere Forscher schenkten neben der uniformisierenden Wirkung des Ackerbaus wiederum den Unterschieden des Bodens keine genügende Aufmerksamkeit, indem sie nur die angebaute Pflanze untersuchten. Bei der richtigen zönologischen Bewertung kommt aber die Priorität in erster Linie dem Boden zu. Der Boden ist es, der die Zusammensetzung der Unkrautvegetation bedingt (»Grundassoziation«, vgl. RADEMACHER 1948, UJVÁROSI 1949) und von dem die Entwicklungsrichtungen innerhalb des ersten Jahres abhängt. An dieser Zusammensetzung können die angebaute Kulturpflanze und die mit dieser zusammenhängenden agrotechnischen Methoden lediglich Modifikationen zustande bringen (»Kulturassoziationen«).

In den Getreidefeldern Ungarns können je nach der natürlichen Entwicklung und den künstlichen Eingriffen drei Aspekte unterschieden werden, und zwar der Frühjahrs-, der Sommer- und der Herbstaspekt (Stoppelfeld). In den perennierenden Schmetterlingsblütern verschwimmen die Aspekte wegen des wiederholten Mähens, nur der Frühjahrs- und der Herbstaspekt treten deutlich hervor. In den Hackfruchtkulturen lassen sich überhaupt keine Aspekte nachweisen.

Zur Benennung der Assoziationen und sogar ihrer kleineren Kategorien werden hier Doppelnamen verwendet, die womöglich eine charakteristische südosteuropäische Frühjahrs- und Herbstart enthalten. In diesem Sinne äussern sich auch UBRIZSY (1954) und JEANPLONG (1955) im Zusammenhang mit der Kandidatendissertation des Verfassers. Diese Nomenklatur ermöglicht eine leichtere Orientation zwischen den Assoziationen mit voneinander völlig abweichenden Aspekten, und zwar gleicherweise in den Saaten wie im Stoppelfeld.

Ausserdem hat sie den Vorteil, auch die geobotanische Kartierung zu erleichtern. Die in Verbindung mit den Bodenuntersuchungen hergestellte Karte wird also nicht nur die Vegetationsverhältnisse, sondern mit dem Fortschritt der bodengeographischen, bodengeologischen und mikroklimatologischen Forschungen auch die mikroklimatologischen Verhältnisse wiedergeben.

Nach den eingehenden ökologisch-floristischen Untersuchungen scheint die nachstehende systematische Einteilung am zweckmässigsten zu sein :

Ordnung : *Secalino-Violetalia* Sissingh 1943 (*Anagallidetalia* R. Knapp 1948, *Stellarietea mediae* [Br.—Bl. 1931] Tüxen, Lohm., Prsg. 1950, *Secalinetalia* Br.—Bl. 1936 + *Chenopodietalia* Br.—Bl. 1936 p. p.).

Kennarten : *Stellaria media*, *Polygonum convolvulus*, *Anagallis femina* und *arvensis*, *Sonchus arvensis*, *Thlaspi arvense*, *Sinapis arvensis*, *Matricaria inodora*, *Vicia hirsuta*, *Kickxia elatine*, *Raphanus raphanistrum*, *Viola arvensis*, *Lamium amplexicaule*, *Veronica polita*, *Hibiscus trionum*, *Heliotropium europaeum*, *Chenopodium album*, *Senecio vulgaris*, *Capsella bursa-pastoris*, *Solanum nigrum*, *Atriplex patula*, *Setaria verticillata*, *Senecio vernalis*, *Adonis aestivalis*, *Euphorbia helioscopia*, *Digitaria sanguinalis*, *Setaria glauca*, *Amaranthus retroflexus* und *chlorostachys*, *Portulaca oleracea*.

Hierher gehören alle jene recht labilen Pflanzengesellschaften, die durch die wiederholten Eingriffe in den Boden entstehen und aufrechterhalten werden. Wird der Boden nicht beeinflusst, so verläuft die Sukzession über die noch hierher gehörenden Assoziationen der Brachfelder gegen die ruderalen und Halbkultur-Rasenassoziationen zu (UBRIZSY, *ex verbis*).

I. Verband : *Trifolio (pratensis)—Medicaginion sativae* Balázs 1944

Die perennierenden Monokulturen der Schmetterlingsblütler. Sein Boden wird Jahre hindurch nicht bearbeitet. Vom 2. Jahre an bringt die Leguminose am Orte der Vorfrucht (Getreide, Hackfrucht) eine eigenartige Gesellschaft hervor, weshalb dieser Verband auch systematisch von den einjährigen Assoziationen abzusondern ist.

Kennarten : *Cuscuta campestris*, regional *Plantago lanceolata*, *Taraxacum officinale*.

1. Ass. *Plantagineto (lanceolatae)—Medicaginetum sativae* Soó et Timár 1954. Kennarten : *Daucus carota*, *Erodium cicutarium* (Tabelle XV a—b).

a) Subass. *verbenetosum officinalis* Timár 1953. Auf den tonhaltigen Böden des Gebiets jenseits der Theiss. Trennarten : *Verbena officinalis*, *Verbascum blattaria*, *Inula britannica*, *Crepis setosa*, *Polygonum amphibium*, *Bromus mollis*, *Agropyron repens*.

Fazies : Auf dem schwach alkalischen Wiesenton *Cerastium dubium* Timár 1953.

b) Subass. *arenarietosum serpyllifoliae* Timár 1953. Im Gebiet zwischen Donau und Theiss. Trennarten : *Falcaria vulgaris*, *Geranium pusillum*, *Silene cucubalus*, *Melandrium album*, *Arenaria serpyllifolia*.

c) Subass. *scleranthetosum annui* Timár 1955 (*Scelerantheto—Setarietum glaucae* Ujvárosi 1953, *Medicago sativa*—Kulturkonsoz. Jeanpl. 1955, Ujvárosi 1948). Im westlichen Teil Transdanubiens. Trennarten : *Oxalis stricta*, *Scleranthus annuus*, *Trifolium campestre*, *Myosotis arvensis*, *Gallium mollugo*, *Serardia arvensis*, *Alchemilla arvensis*, *Cerastium vulgatum*.

d) Subass. *galeopsidetosum* (Balázs 1951), Timár 1955. Trennarten : *Lepidium campestre*, *Bifora radians*, *Ajuga genevensis*, *Galeopsis angustifolia* und *tetrahit*, *Plantago media*, *Chrysanthemum leucanthemum*.

e) Subass. *leontodonetosum* (Balázs 1949) Timár 1955. Trennarten : *Anthericum ramosum*, *Carduus nutans*, *Leontodon hispidus*, *Hirschfeldia gallica*.

f) Subass. *Equisetum arvensis* Timár 1955. Die Luzernenfelder der tonhaltigen Alluvialböden des Überschwemmungsgebietes der Theiss. Trennarten : *Equisetum arvense*, *Lamium purpureum*, *Glechoma hederacea*, *Mentha arvensis*, *Rorippa silvestris*, *R. austriaca*, *Cichorium intybus*.

II. Verband. *Lolio (remoti)—Linion usatissimi* Tx. 1950

Die Unkrautgesellschaften der Leinfelder. Da die Kulturpflanze keinen vollständigen Schluss aufweist, besteht reichliche Möglichkeit für eine Entwicklung des Unkrauts. In der Umgebung von Szeged gibt es keine charakteristische Assoziation dieses Verbandes. Auf Grund seines Aufbaus steht er den Getreidefeldern sehr nahe (s. TIMÁR 1952).

Regionale Kennart : *Lolium temulentum*.

2. Assoz. *Lolieto (temulenti)—Linetum usitatissimi* Timár 1951. Die Unkrautgesellschaft auf den schweren (hauptsächlich Alluvial-) Böden der Umgebung von Szeged. Trennarten : *Eruca sativa*, *Lathyrus aphaca*.

III. Verband. *Consolido—Eragrostidion pooidis* Soó et Timár 1954

Die Unkrautgesellschaft der jährlich aufgelockerten trockenen, schweren Böden. Kennarten : *Medicago lupulina*, *Erophila verna*, *Lepidium perfoliatum*, *Consolida orientalis*, *Eragrostis pooides*.

3. Ass. *Consolideto (orientalis)—Stachyetum annuae* (Timár 1953 n. n.) Ubrizsy 1953 (Tabelle XVI), *Consolida orientalis—Vicia striata ass.* Soó 1947, vgl. TIMÁR (1953, S. 62), *Stachys annua—Ajuga chamaepitys* ass. Slavnić msc. 1944, *Anthemis—Consolida orientalis ass.* Slavnić msc. 1944 p. p., *Setaria—Heliotropium europaeum ass.* Slavnić msc. 1944, *Agrostemmatetum tibiscense* Soó 1947, *Convolvuletum* Soó 1946, *Setarietum glaucae* Soó 1932, Ujv. 1937, *Setaria glauca—Stachys annua ass.* Felf. 1942, *Stachyeto—Setarietum glaucae* Timár 1953,

Stachyeto—Setarietum viridis Ujv. 1954, n. n. Die Unkrautgesellschaften sämtlicher Getreidefelder (TIMÁR 1953) und deren Stoppelfelder, der Frühjahrshalbbrachen, der Gärten im Frühjahr (TIMÁR 1953), die einjährigen Gesellschaften des Hanfes, der Hirse, der erstjährigen Luzerne sowie der frischen, trockenen Ruderalböden, wenn sie im Laufe des Jahres nicht bearbeitet werden. Kennarten: *Ranunculus arvensis, Galium tricorne, Stachys annua, Ajuga chamaepitys, Caucalis latifolia, Papaver rhoeas.*

a) Subass. *verbeneto—medicaginetosum* Timár 1953. n. n.

b) Subass. *arenarieto—medicaginetosum* Timár 1953 n. n.

Konsoziationen: *Cannabis sativa* Timár 1952, 1953. Wegen der grossen Geschlossenheit des Hanfes während des ganzen Jahres die Variante mit der dürftigsten Zusammensetzung dieser Assoziation. *Triticum aestivum* Timár 1953 (*Triticetum* Balázs 1944).

Fazies: Auf schwach alkalischem Boden *Ranunculus arvensis—Polygonum amphibium* Timár 1953.

Aspekte: a) *Veronica hederifolia—V. polita;* b) *Consolida orientalis—V. striata* Timár 1953; c) *Stachys annua—Ajuga chamaepitys* (Slavnič 1944, als Ass.).

Konsoziationen: *Hordeum distichon, Avena sativa, Panicum miliaceum* usw.

4. Ass. *Amarantho—Chenopodietum albi* Soó 1947 (Tabelle XVII) (*Amaranthus albus—Eragrostis pooides ass.* Morariu 1943 p. p.; *Setaria glauca—Echinochloa ass.* Felf. 1942 p. p.).

Die Unkrautgesellschaft der auf schweren und mittelschweren Böden befindlichen Hackfruchtkulturen und ihrer Stoppelfelder. Wird durch das Behacken zustande gebracht, indem die häufige Bearbeitung des Bodens eine sich von den Stoppelfeldern quantitativ und qualitativ unterscheidende Unkrautgesellschaft ausgestaltet. Hierher gehören auch die Pioniergesellschaften der im Laufe des Sommers entstandenen Ruderalböden (vgl. TIMÁR 1949) sowie in den vernachlässigten Gärten die herbstlichen Assoziationsfragmente, die sich entsprechend den verschiedenen Bodenlockerungen selektirt haben (vgl. TIMÁR 1953 *Hibiscus trionum—Eragrostis megastachya*). Eine nur über einen Herbstaspekt verfügende Assoziation. Kennarten: *Chenopodium hybridum, Ch. striatum, Amaranthus albus, A. blitoides.*

Subass. *polygonetosum amphibii* Timár 1953. Auf den feuchten, tonigen Böden. Trennarten: *Agropyron repens, Crepis setosa, Taraxacum officinale, Rorippa silvestris* und *austriaca, Symphytum officinale, Glycyrrhiza echinata, Equisetum arvense, Linaria vulgaris, Atriplex hastata var. microtheca, Rumex stenophyllus.*

Konsoziationen: *Zea mays* (Timár 1953 sub *Hibiscus trionum—Eragrostis megastachya ass.*), *Capsicum annuum, Gossypium hirsutum* (vgl. TIMÁR 1952), *Hibiscus cannabinus* (Jeanpl. 1954) Timár 1955, *Solanum tuberosum* usw.

5. Ass. *Echinochloeto—Polygonetum lapathifolii* Timár 1954, n. n. non Soó et Csürös 1947. Die Hackfruchtunkräuter der Überschwemmungsgebiete.

Charakteristische Artenkombination: C IV—V: *Equisetum arvense* (—5), *Glycyrrhiza echinata* (—2), *Convolvulus arvensis* (—3), *Amaranthus retroflexus* (—4), *Chenopodium album* (—5), *Echinochloa crus-galli* (—5), C III: *Rubus caesius* (—), *Cirsium arvense* (—1), *Polygonum amphibium* (—3), *Amaranthus albus* (—3), *Polygonum lapathifolium* (—2), *Setaria glauca* (—3), C I: *Medicago lupulina* (—1), *Chenopodium polyspermum* (—1), *Stachys palustris* (+), *Eragrostis pooides* (—1).

Kennarten: *Chenopodium polyspermum*, *Stachys palustris*.

Fazies: *Setaria glauca* Timár 1954.
Cynodon dactylon Timár 1954.

Subass. *echinochloetosum* Timár 1955. Trennarten: *Potentilla supina*, *Matricaria maritima ssp. inodora*, *Chenopodium rubrum*, *Rumex limosus*.

IV. Verband. *Tribulo—Eragrostidion pooidis* Soó et Timár 1954.

Die Unkrautgesellschaften der auf den Sandböden des Gebietes zwischen Donau und Theiss angebauten Getreide- und Hackfruchtkulturen. Von den Unkrautgesellschaften der Sandgebiete Westeuropas unbedingt abzusondern. Kennarten: *Tribulus terrestris ssp. orientalis*, *Sisymbrium orientale*, *Gnaphalium luteo-album*.

6. Ass. *Vicieto (hirsutae-villosae)—Eragrostidetum pooidis* Timár 1953 (*Digitarieto—Setarietum viridis p. p.* Ujv. 1954, n. n.) (Tabelle XVIII). Die Unkrautgesellschaft der Frühjahrshalbbrachen, der Getreidefelder, der einjährigen Luzernenschläge und der Weinberge auf tonhaltigem Sand. Kennarten: *Thymelaea passerina*, *Camelina rumelica*.

Konsoziationen: *Medicago sativa*, *Secale cereale*, *Hordeum distychon*, *Avena sativa* usw.

Subass. *juncetosum bufoni* Timár 1955 n. n. Trennarten: *Riccia crysallina*, *Lythrum hyssopifolia*, *Juncus bufonius*, *Cyperus fuscus*.

Aspekte: a) *Veronica triphyllos—Lamium amplexicaule* (*Veronica hederifolia—V. triphyllos ass.* Slavnić 1944); b) *Sisymbrium sophia—Camelina rumelica*; c) *Heliotropium europaeum—Gnaphalium luteo-album*.

7. Ass. *Hibisceto—Eragrostidetum pooidis* Soó et Timár 1951 (Tabelle XIX), *Portulaca oleracea—Digitaria sanguinalis ass.* Timár 1953, *Amarantho—Chenopodietum* Soó 1947 *eragrostidetosum* Bodrogközy 1954 et *portulacosum* Bodrogközy 1954, *Eragrostis major—Eragrostis minor ass.* Slavnič 1944, *Setaria—Heliotropium europaeum ass.* Slavnič 1944, *Solanum nigrum ass.* Felf. 1942, *Setaria glauca—Echinochloa crus-galli* ass. Felf. 1942 p. p.

Die Unkrautgesellschaft der Hackfruchtkulturen und Weingärten der tonhaltigen Sande. Steht der westlichen *Pannicum sanguinale—Eragrostis minor*

ass. Tx. 1942 sehr nahe, ist aber von dieser wegen ihrer orientalischen Arten zu trennen. Kennarten : *Hibiscus trionum*, *Chondrilla juncea*, *Salsola kali ssp. ruthenica*, *Orobanche cumana*.

Fazies : *Portulaca oleracea* Timár 1955 (*Amarantho—Chenopodietum portulacosum* Bodrogközy 1954, *Pannicum—Portulaca oleracea ass.* Slavnić 1944), *Echinochloa crus-galli* Bodrogközy 1954.

Konsoziationen : *Zea mays*, *Helianthus annuus*, *Beta vulgaris*, *Capsicum annuum*, *Hibiscus cannabinus* (Jeanpl. 1954. 1954 p. p. t.) Timár 1955 ; *Vitis vinifera*.

8. Ass. *Vicieto (hirsutae-villosae)—Polygonetum arenarii* Timár 1953 (Tabelle XX). Die Unkrautgesellschaft der Frühjahrshalbbrache, der Getreidefelder bzw. Stoppelfelder des Flugsandes. Kennarten : *Trifolium arvense*, *Plantago indica*, *Arabis auriculata*, *Polygonum arenarium*.

Aspekte : a) *Arabis auriculata—Arabidospis thaliana ;* b) *Vicia hirsuta—Agrostemma githago ;* c) *Portulaca oleracea—Eragrostis pooides*.

Konsoziation : *Secale cereale*.

9. Ass. *Tribuleto (terrestris)—Tragetum racemosi* Soó et Timár 1954 (Tabelle XXI). Die Unkrautgesellschaften der auf Flugsand angebauten Hackfrüchte. Kennarten : *Tribulus terrestris ssp. orientalis*, *Corispermum nitidum*, *Tragus racemosus*.

Konsoziationen : *Zea mays*, *Helianthus annuus*, *Solanum nigrum* Bodrogközy 1954, *Vitis vinifera*.

Fazies : *Portulaca oleracea* (*Digitarieto—Portulacetum* Bodrogközy 1953). *Corispermum nitidum* Bodrogközy 1954.

LITERATUR

1. Baksai Tóth, B.—Láng, G.: (1952) Növénytermeléstan (Pflanzenbaulehre. Nur ungar.) Budapest, SS. 428.
2. Balázs, F.: (1944) Gabonavetések (Secalinion medioeuropaeum Tüxen) növényszociológiai viszonyai Erdélyben. (Die pflanzensoziologischen Verhältnisse von Getreidesaaten [Secalinion medio europaeum Tüxen] in Siebenbürgen. Nur ungar.) Mezőg. Szemle, **2**, 2. S. 81—98.
3. Balázs, F.: (1944) A növényszociológiai felvételek készítésének újabb módszere. (Eine neue Methode zur Herstellung pflanzensoziologischer Aufnahmen. Ungar. mit deutsch. Zfg.) Bot. Közl. **41**, S. 18—33.
4. Balázs, F.: (1949) A gyepek termésbecslése növényszociológiai felvételek alapján. (Die Ertragsschätzung der Rasen auf Grund pflanzensoziologischer Aufnahmen. Nur ungar.) Agrártud. **1**, S. 25—31.
5. Balázs, F.: (1949) Magyarország gyomnövényeinek életformaanalízise. (Die Lebensformanalyse der Unkrautpflanzen Ungarns. Nur ungar.). Agrártud. **1**, S. 109—118.
6. Bodrogközy, Gy.: (1955) Das zönologische System und die Bodenindikatorrolle der Unkrautgesellschaften der Sandweingärten des Donau—Theiss-Zwischenstromlandes. Acta Univ. Szegediensis, Acta Biologica, Nova Series **1**, S. 3—16.
7. Braun-Blanquet, J.—Gajewski, W.—Wraber, M.—Walas, J.: (1936) Prodrome des groupements végétaux. Comité intern. du prodrome phytosoc. **III.**
8. Dégen, A.: (1926) A magyar lóhere és lucernamag jellemző gyommagvai (Die charakteristischen Unkrautsamen des ungarischen Klee- und Luzernensaatguts. Nur ungar.) Kísérl. Közl. **29**, S. 152—160.

9. EBERHARDT, C.: (1954) Acker-Unkrautgesellschaften und ihre Abhängigkeit vom Boden und von der Bewirtschaftung auf verschiedenen Böden Württembergs. Zeitschr. f. Acker- u. Pflanzenbau, **97**.
10. FELFÖLDY, L.: (1942) Szociológiai vizsgálatok a pannóniai flóraterület gyomvegetációján. (Soziologische Untersuchungen über die pannonische Ruderalvegetation. Ungar. mit deutsch. Zfg.) Acta Geobot. Hung. **V**, fasc. I. Debrecen, S. 87—140.
11. FELFÖLDY, L.: (1943) Növényszociológia. (Pflanzensoziologie. Nur ungar.) Debrecen. SS. 133+2.
12. GÄUMANN, E.—RENNER, O.: (1949, 1954) Fortschritte der Botanik. Ber. über das Jahr 1948, 1953. Berlin—Göttingen—Heidelberg.
13. GRABNER, E.: (1942) Szántóföldi növénytermesztés. (Pflanzenbau auf Ackern. Nur ungar.) Budapest. SS. 1049.
14. JAKUSCHKIN, J. W.: (1950—51) Növénytermelés. (Pflanzenbau. Übers. aus d. Russ. ins Ungar.). I—II. Mezőgazd. Kiadó, Budapest, SS. 305+564.
15. JEANPLONG, J.: (1951) Adatok és összehasonlító vizsgálatok Nyugat-Magyarország szántóföldi gyomviszonyainak ismeretéhez. (Angaben und vergleichende Untersuchungen über die Unkrautverhältnisse der Ackerböden Westungarns. Ungar. mit deutsch. Zfg.) Agrártud. Egyet. Mezőg. Tud. Kar Évk. Budapest, **2**. S. 17—38.
16. JEANPLONG, J.: (1954) A kenaf (Hibiscus cannabinus L.) gyomviszonyai az 1952. évi vizsgálat tükrében. (Die Unkrautverhältnisse des Kenaf Hibiscus cannabinus L. auf Grund der Untersuchungen im Jahre 1952. Ungar. mit deutsch. Zfg.) Bot. Közl. **45**, S. 99—108.
17. JEANPLONG, J.: (1955) Évelő pillangósok gyomcönologiai viszonyai Szombathely környékén. (Die unkrautzönologischen Verhältnisse der perennierenden Schmetterlingsblüter in der Umgebung von Szombathely. Nur ungar.) Agrártud. Egyet. Agronomiai Kar Kiadv. **2**, SS. 23.
18. KNAPP, G.: (1942) Zur Frage der ökologischen Beurteilung von Ackerstandorten auf pflanzensoziologischer Grundlage. Geobot. Mitteil. **1**, Köln, SS. 24.
19. KORNAŚ, J.: (1950) Les associations végétales du Jura Cracovien. Première partie : Les associations des champs cultivés. Acta Societatis Botanicorum Poloniae **20**, Warszawa, S. 361—438.
20. KREYBIG, L.: (1951) Az általános talajtan és Magyarország talajföldrajzának vázlata. (Die allgemeine Bodenkunde und Schema der Bodengeographie Ungarns. Nur ungar.) A Földrajzi Könyv- és Térképtár Ért., Budapest, **2**, SS. 104.
21. LENGYEL, G.: (1929) A magyar lucernamag származási világa. (Die Herkunft des ungarischen Luzernensaatguts. Nur ungar.) Kísérl. Közl. **32**, S. 555—622.
22. MÁTHÉ, I.: (1943) A búza magyarországi gyomnövényeinek származása. (Die Abstammung der Weizenunkräuter Ungarns. Ungar. mit deutsch. Zfg.) Mezőg. Kut. **16**, Budapest.
23. MÁTHÉ, I.: (1943) Mediterrán származású gyomok a lóhere és lucernaféléink között. (Unkräuter mediterraner Herkunft unter den Klee- und Luzernensorten Ungarns. Nur ungar.) Debreceni Szemle, S. 259.
24. MORARIU, I.: (1943) Asociaţii de plante antropofile din jurul Bucureştilor cu observaţii asupra raspandirii lor in ţara şi mai ales in Transilvania. Sep. ex Bulet. Grad. Bot. si al Muzeului Botanic dela Univ. din Cluj. **23**, S. 131—212.
25. NÉMETH, P.: (1903) A lucerna termesztése. (Der Anbau der Luzerne. Nur ungar.) A K.M. Vásárhelyi Gazd. Egyes. Kiadv. **7**. Hódmezővásárhely, SS. 14.
26. SLAVNIČ, Z.: (1951) Prodrome des groupements végétaux nitrophiles de la Voivodine (Yougoslavie). Archives scientifiques de la Matica srpska, **1**, Novi Sad, S. 84—169.
27. SOÓ, R.: (1932) Adatok a Balatonvidék vegetációjának ismeretéhez. IV. (Beiträge zur Kenntnis der Vegetation des Balatongebiets. IV. Ungar. mit deutsch. Zfg.) M. Biol. Kut. Int. Munk. **5**, S. 112—121.
28. SOÓ, R.: (1941) A magyar (pannoniai) flóratartomány növényszövetkezeteinek áttekintése. (Übersicht der pannonischen Vegetationstypen. Ungar. mit deutsch. Zfg.) M. Biol. Kut. Int. Munk. **13**, S. 498—511.
29. SOÓ, R.: (1947) Revue systématique des associations végétales des environs de Kolozsvár. Acta Geobot. Hung. **6**, Debrecen, S. 2—50.
30. SOÓ, R.: (1949) Les associations végétales de la Moyenne-Transsylvanie. Acta Geobot. Hung. 2, S. 3—107.
31. SOÓ, R.: (1953) Növényföldrajz. Egyetemi tankönyv. (Pflanzengeographie. Universitätslehrbuch. Nur ungar.) Budapest, SS. 67.
32. SOÓ, R.—JÁVORKA, S.: (1951) A magyar növényvilág kézikönyve. (Handbuch der ungarischen Pflanzenwelt. Nur ungar.) I—II. Budapest. SS. 1120.
33. SUKATSCHEW, W. I.: (1953) A botanika problémái. (Die Probleme der Botanik. Übers. aus d. Russ. ins Ungar.) Budapest, SS. 555.

34. TIMÁR, L.: (1951) Gyomvizsgálatok a Szeged környéki kender-, len- és gyapotvetésekben. (Examination of Weeds in the Hemp, Flax, and Sotton Crops around Szeged. Ungar. mit engl. Zfg.). Ann. Univ. Hung. **1**, S. 447—454.
35. TIMÁR, L.: (1951, 1953) Vegetációtanulmány kerti gyomjainkon. (Vegetationsstudie an unseren Gartenunkräutern. Ungar. mit deutsch. Zfg.) Agrártud. Egyet. Kert- és Szőlőgazd. Tud. Kar Évk. **2**, S. 55—71.
36. TIMÁR, L.: (1952) A Délkelet-Alföld növényföldrajzi vázlata. (Pflanzengeographisches Schema des südöstlichen Alföld. Nur ungar.) Földrajzi Értesítő, **1**, S. 489—511.
37. TIMÁR, L.: (1953) A Tiszamente Szolnok—Szeged közti szakaszának növényföldrajza. (Die Pflanzengeographie des Uferabschnitts der Theiss zwischen Szolnok und Szeged. Nur ungar.) Földrajzi Értesítő, **2**, S. 87—113.
38. TIMÁR, L.: (1954) Ackerunkräuter auf alkalischem Lössboden in der Umgebung von Szeged. Acta Botanica Hung. **1**, S. 193—214.
39. TIMÁR, L.: (1955) Pflanzenschädlinge zwischen den Eisenbahnschienen am Theissufer. Acta Univ. Szegediensis, Acta Biologica, Nova Series, **1**, S. 95—112.
40. TÜXEN, R. (1947) Die Pflanzengesellschaften Nordwestdeutschlands. Hannover.
41. TÜXEN, R.: (1950) Grundriss einer Systematik der nitrophilen Unkrautgesellschaften in der Eurosibirischen Region Europas. Mitt. der Florist.-Soziolog. Arbeitsgemeinschaft, N. F. **2**, S. 93—175.
42. UBRIZSY, G.: (1942) A füveshere-keverékek társulásviszonyainak laboratóriumi és szárazföldi kísérletei. (Versuche im Laboratorium und im Freiland über Assoziationsverhältnisse in Klee-Grasmischungen. Ungar. mit deutsch. Zfg.) Kísérl. Közl. Budapest, S. 112—122.
43. UBRIZSY, G.: (1949) Magyarország ruderális gyomnövényzetei, tekintettel a mezőgazdasági vonatkozásokra. (Die ruderale Unkrautvegetation Ungarns mit Rücksicht auf die landwirtschaftlichen Beziehungen. Nur ungar.) Mezőg. Tud. Közl. **1**, S. 86—123.
44. UBRIZSY, G.: (1950) Les associations de mauvaises herbes rudérales de la Hongrie et les aspects agricoles du problème. Acta Agronom. Hung. **1**, S. 107—159.
45. UBRIZSY, G.: (1954) Vizsgálatok őszi búzavetés agrofitocönózisában. (Untersuchungen in der Agrophytozönose eines Winterweizenfeldes. Nur ungar.) Növénytermelés, **1**, 3, S. 281—300.
46. UBRIZSY, G.: (1955) Recherches sur les agrophytocénoses d'une emblavure d'automne, Acta Botanica Hung. **1**, 3—4, S. 355—359.
47. UJVÁROSI, M.: (1948) Növényszociológiai vizsgálatok szántóföldeken. (Pflanzensoziologische Untersuchungen in Äckern. Nur ungar.) Tiszántúli Öntözésügyi Közl. **13—14**, S. 79—120.
48. UJVÁROSI, M.: (1937) Hajdunánás vegetációja és flórája. (Die Vegetation und Flora von Hajdunánás. Nur ungar.) Acta Geobot. Hung. **1**, 2, S. 169—214.
49. UJVÁROSI, M.: (1948) Kalászosvetéseink a növényszociológiai felvételezés tükrében 1947-ben. (Grain Crops Conditions in Hungary Reflected by a Plantsociological Survey in 1947. Ungar. mit engl. Zfg.) Acta Agrobot. Hung. **1**, 3—4, S. 1—15.
50. UJVÁROSI, M.: (1949) Összehasonlító gyomnövényzetvizsgálatok kalászos vetésekben, tarlókon és tarlóhántásokon. (Examens comparatifs de mauvaises herbes dans les semences de céréales sur des chaumes et des chaumes labourés. Ungar. mit franz. u. russ. Zfg.) Mezőg. Tud. Közl. S. 69—85.
51. UJVÁROSI, M.: (1950) Hol milyen gyomok ellen védekezzünk? (Wo und welche Unkräuter sind zu bekämpfen? Ungar. mit deutsch. u. russ. Zfg.) Debreceni Mezőg. Kísérl. Tud. Int. Évk. **2**, S. 27—50.
52. UJVÁROSI, M.: (1952) Die Unkrautarten der ungarischen Ackerböden und ihre Lebensformanalyse. Acta Agronom. Hung. **2**, S. 237—274.
53. UJVÁROSI, M.: (1952) Experimente auf Äckern zur Untersuchung der unkrautbekämpfenden Wirkung der verschiedenen Getreidesaaten. Acta Agronom. Hung. **2**, S. 149—207.
54. UJVÁROSI, M.: (1950) A tarlóhántás és a méhészet. (Stoppelschälen und Bienenzucht. Ungar. mit deutsch. u. russ. Zfg.) Debreceni Mezőg. Kísérl. Int. Évk. **1**, S. 141—146.
55. UJVÁROSI, M.: (1951) Vetési gyomvegetáció. (Unkrautvegetation der Saaten. Nur ungar.) Kollegheft des pflanzengeographischen Kartierungskurses in Vácrátót. Budapest, S. 166—172.
56. UJVÁROSI, M.: (1954) A szántóföldi gyomnövénytársulások problémái. (Die Probleme der Ackerunkrautgesellschaften. Nur ungar.) Kurzer Auszug des Vortrages an der Diskussionssitzung über Unkrautpflanzen der Klasse für Agrarwissenschaften der Ungar. Akad. d. Wiss. Manuskr. SS. 6.

QUANTITATIVE CHANGES IN GROWTH-PROMOTING AND GROWTH-INHIBITING SUBSTANCES IN RINDITE-TREATED AND UNTREATED POTATO TUBERS

By

MAGDOLNA B. VARGA and L. FERENCZY

INSTITUTE FOR PLANT PHYSIOLOGY, UNIVERSITY OF SZEGED

(Received 14. December 1955)

From data in the literature [8, 9, 26, 27] it is known that while fresh harvested potato tubers need a rest period to sprout, which extends over several weeks in dependence on variety, tubers exposed to the vapours of the drug mixture called „Rindite"* start sprouting within a few days after lifting. Use is being made of this capacity of Rindite to interrupt the rest period and secure two harvests in one year.

Fairly good methods have been developed for the practical application of Rindite [8, 9, 26], but very little is as yet known regarding the mechanism of the effect it exerts. Accordingly, it is of theoretical and practical significance to find out the nature of those changes induced by the agent, which ultimately lead to an early sprouting of the tubers. The principal metabolic processes in Rindite treated tubers have been studied by FISCHNICH et al. [15, 23] and by SZALAI et al. (28) but with outdevoting attention to the qualitative and quantitative changes in the growth-controlling substances. The object of the present work was to study the quantitative and qualitative effects which Rindite exerts, on the one hand, upon the growth-inhibiting substances that determine dormancy and, on the other hand, upon the growth-stimulating substances to which sprouting is due in a high degree.

HEMBERG [10] was the first to demonstrate the presence of a neutral and an acid inhibitory substance in the peelings of dormant potato tubers; their rapid disappearance after some time is supposed to be the primary cause that arrests the state of dormancy [11, 12, 13]. On treating resting tubers with ethylene chlorhydrin, the acid inhibitor vanishes as early as in 3 to 4 days [12, 13]. HEMBERG also detected a neutral and an acid growth-promoting substance in the potato tubers, the quantity of which was found to increase during sprouting [14].

Applying paper chromatography and bioassays, evidence of the presence in dormant potato tubers of an acid inhibitor, of its disappearance before

* A 7 to 3 to 1 mixture of ethylene chlorhydrin, ethylene dichloride, and carbon tetrachloride.

sprouting, moreover, of a concomitant increase of free auxins and preauxins (IAA, IBA, IPA, IAN), has also been proved by BLOMMAERT [6], but his investigations involved spontaneously sprouting tubers past their normal rest period.

The present investigations were carried out to see if the processes which govern growth were the same in Rindite-treated as in untreated tubers, with the drug merely accelerating them, or if the chemical agent gave rise to qualitative and quantitative changes in those processes.

Material and methods

Tubers of the Early Yellow variety, known to need a rest period of one month, were used in the experiments. They had been planted early in the spring (March 31, 1955) and were lifted on July 11. Part of them was exposed to the vapours of 0,8 ml/kg Rindite for 48 hours, allowed to air for 12 hours, then stored in wet sand at 20° C. The rest was left untreated (control), and stored in the same manner. In the treated tubers the sprouts stirred as early as the fifth day and began to grow vigorously, while the controls only started sprouting four weeks after they had been harvested.

Up to the time the sprouts attained 3 cm in length, the quantity of growth substances present in the peelings was determined every second day in treated tubers (for 12 days), and every week in controls (for 6 weeks). The data obtained for the identical developmental stages in treated and untreated tubers were then compared.

Ether was used to extract, and paper chromatography to separate, the growth substances ; bioassays were employed for their quantitative determination. For extraction, free use was made of the data in the works of AVERY [2], BONDE [7], THIMANN and SKOOG [28, 29], and for separation by paper chromatography, of those in the communications of AUDUS [1], BENNET—CLARK, and TAMBIAH and KEFFORD [3, 4, 16, 17]. The *Avena* straight growth test was carried out as described in detail by BENTLEY and HOUSLEY [5].

The method used was briefly as follows : 100 g of peelings (about 1 mm thick) were cut into small pieces, covered with 200 ml peroxide-free ether, and the growth substances extracted at + 4° C for 48 hours. The ether extracts were then separated into nonacid and acid fractions by repeatedly shaking them with 0,8% $KHCO_3$ and afterwards with 15% tartaric acid.

The ether fractions were concentrated to small volume, applied as spots to three points on the starting line of the chromatogram paper,* and run to 20 cm height in darkness, using a 10 to 1 to 1 mixture of isopropanol, ammonia, and water, as solvent. After drying, one of the three chromatograms was developed by spraying it with Ehrlich's reagent, to determine the position and the extent of the spots.

The two remaining chromatograms were employed for two parallel bioassays of oat** coleoptiles reared in red light, at 24° C. The chromatograms were cut transversally into twenty strips 1 cm wide, each stripe was placed in a separate Jena-glass specimen tube containing 0,7 ml of repeatedly distilled water, and eluated for 12 hours in a horizontal position. Using a special instrument, from *Avena* coleoptiles 2 cm in size, apical sections of 10 mm length were cut, starting the cutting 2 mm below the tips. Ten each of these sections were then placed into each specimen tube. Primordial leaves were left in the sections. To serve as controls, similarly prepared coleoptiles were placed into an extra tube, together with an empty paper stripe that had previously been dipped into the solvent and dried.

After floating for 24 hours on the eluate in the tubes plugged with cottonwool and resting in horizontal position in an incubator at 24° C and 100% relative humidity, the images of the coleoptile sections were projected at tenfold magnification, and their lenght was measured with the aid of a spline. The relative quantities in which the substances stimulating or inhibiting growth, respectively, were present, could then be inferred from the rate of growth reactions. For each 1 cm stripe of the chromatograms the average was computed from the extension growth of 20 coleoptile sections. The mean length measured in mm was then converted to, and expressed in, percentage of extension growth in the control coleoptiles.

* SCHLEICHER—SCHÜLL, No. 2043 B.

** *Avena sativa* „Victory" ; harvested 1954.

Results

The results obtained with the acid fraction are shown in Figs 1 and 2. Fig. 1 shows the changes in the growth substances in Rindite-treated tubers during the first ten days following treatment. It is the histographic representation of the results of 5 consecutive bioassays. The broken straight

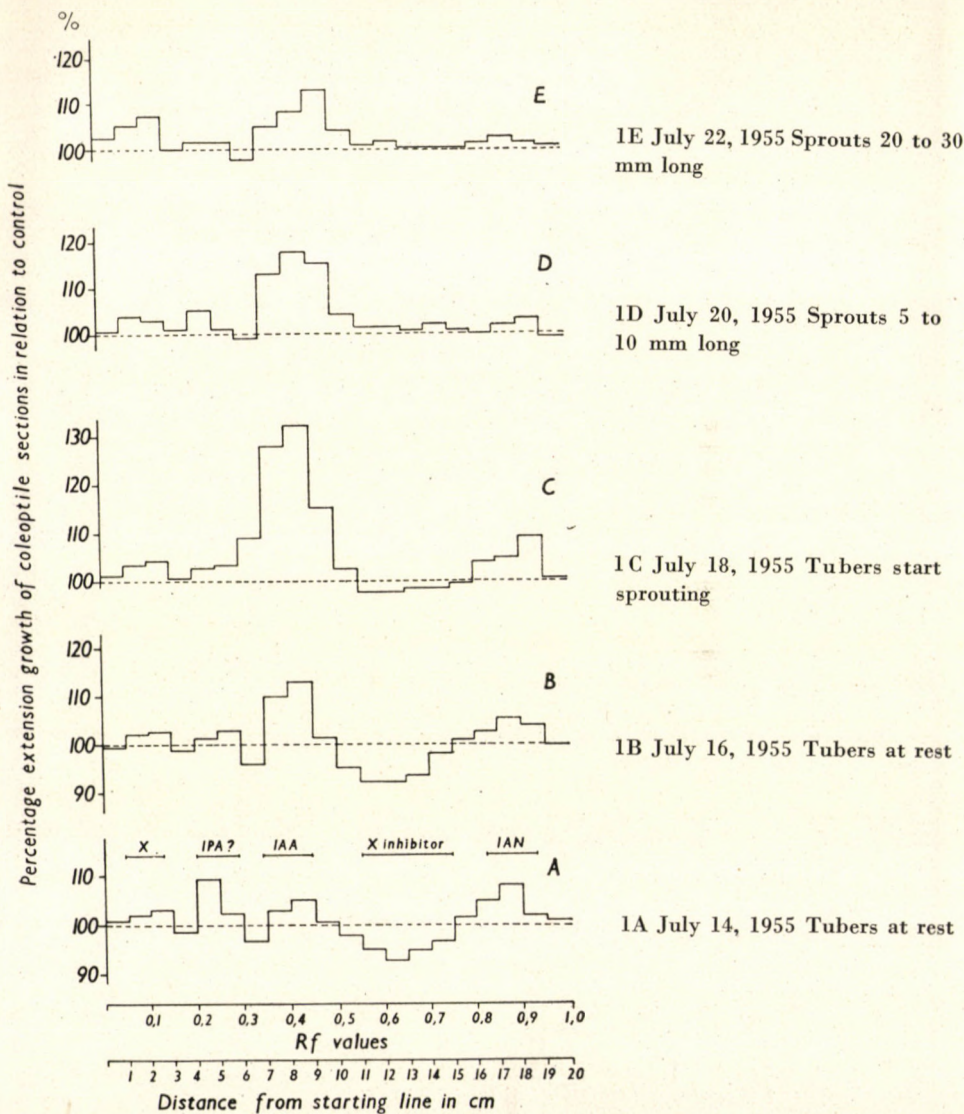



Fig. 1. Percentage extension growth of *Avena* coleoptile sections in the eluate of 1 cm stripes cut from chromatograms prepared from peeling extracts of Rindite-treated potato tubers (acid fraction). Standard error $\pm 2\%$

lines indicate the mean extension growth of the control coleoptiles, which is regarded as 100%.

Histogram 1A illustrates the state that prevailed on the first day after treatment (July 14, 1955), with the tubers still dormant. Most remarkable was the strong inhibitory reaction at Rf 0,65. It suggested the presence of an inhibitor which, because it is still insufficiently known, has been designated

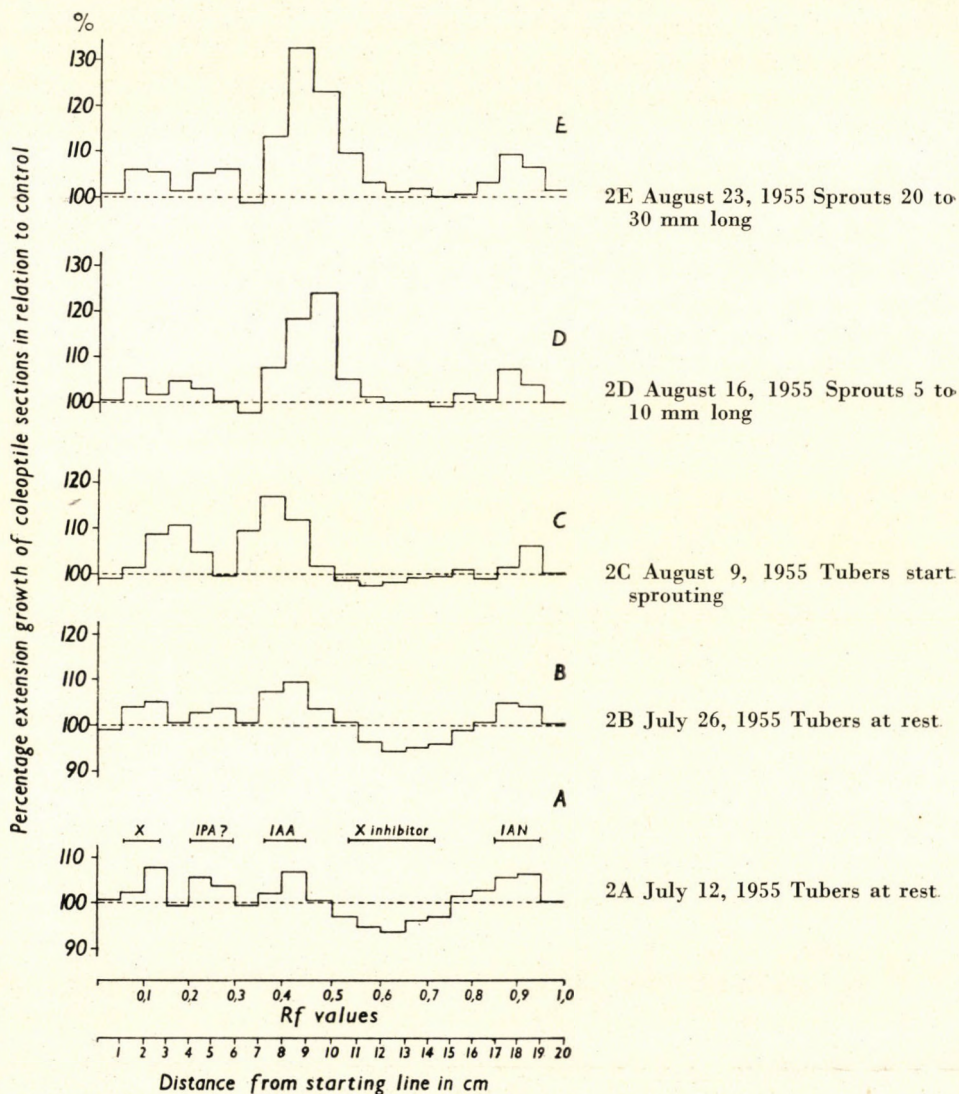



Fig. 2. Percentage extension growth of *Avena* coleoptile sections in the eluate of 1 cm stripes cut from chromatograms prepared from peeling extracts of untreated (control) potato tubers (acid fraction). Standard error $\pm 2\%$

inhibitor X. Growth-stimulating substances were not yet present in substantial quantities. Control runnings showed the substance at Rf 0,40 to be indole-3-acetic acid (IAA). Growth stimulants were also observed at Rf 0,1, 0,25, and 0,9. The substance at about Rf 0,9 was identified as indole-3-acetonitrile (IAN), a precursor of IAA. The active area at about Rf 0,25 is supposed to be indole-3-pyruvic acid, also a precursor of IAA. It is remarkable that in amount both precursors exceed IAA. The stimulant encountred at about Rf 0,1 we have so far been unable to identify, it has therefore been named stimulant X.

Histogram 1B represents the results attained by the third day (July, 16), with still no sprouts stirring. The inhibitors were present in largely unchanged quantities, but the IAA concentration had increased appreciably, and obviously at the expense of the precursors IAN and IPA, which had simultaneously decreased in concentration.

Histogram 1C refers to the fifth day after treatment (July 18). Its data are particularly interesting, for by then the tubers began to sprout, the inhibitors were vanishing, and there was a conspicuously sudden increase in IAA concentration accompanied by an increase in IAN as well.

Histogram 1D shows the situation on the seventh day (July 20), when the sprouts were 5 to 10 mm long. Inhibitors were no longer present, but IAA, and its precursor IAN, had decreased in amount in relation to the preceding stages.

Histogram 1E refers to the situation on the ninth day (July 22). The sprouts had attained 2 to 3 cm in length, still less IAA and IAN was present, but there was a slight increase in the amount of the stimulant X.

In Fig. 2 the variations of the growth-controlling substances in untreated potato tubers are shown during the first 6 weeks after lifting. Histograms of 5 consecutive bioassays are again presented. Sprouting commenced on the 28th day after lifting (July 9, 1955) ; on the 35th day (July 16) the sprouts were already 5 to 10 mm long. The last test was carried out on the 42nd day (August 28), by which time the sprouts had attained 2 to 3 cm in length and the adventitious roots had appeared.

Like treated ones, untreated tubers, too, were conspicuous for the presence in them of growth inhibitors during the rest period (2A and 2B) ; in small quantities they were encountered even at the beginning of sprouting (2C), to disappear completely thereafter (2D and 2E).

As regards the IAA concentration, initially this was insignificant (2A), but an increase in it was manifest already during dormancy (2B). This increase continued when sprouting commenced (2C), and, unlike in treated tubers, even thereafter (2D and 2E), at least during the experimental period.

Following an initial drop, IAN, this important precursor of IAA, likewise showed a gradual rise. The amount of the two remaining growth-stimulating substances varied between narrow limits.

Discussion

On the evidence of these histograms there are five active areas in the chromatograms of the acid fraction of the extract derived from the peelings of either the treated or the untreated tubers. One of these induced inhibition and four elicited stimulation of growth in the tests.

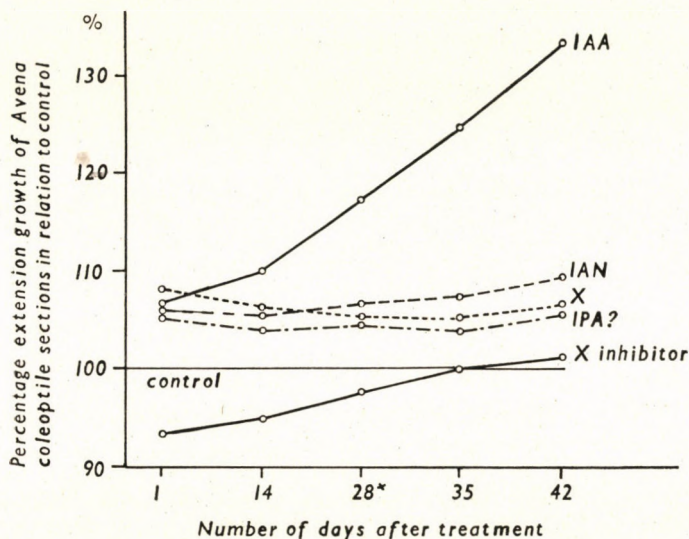



Fig. 3. Variations in the concentration of growth-inhibiting and growth-stimulating substances in peelings of Rindite-treated potato tubers, during the first 9 days following treatment. (The asterisk denotes the day sprouting began.)

Inhibitory substances obviously identical with the one detected by us at Rf 0,65 have been reported by several authors. For instance, the inhibitor obtained by BLOMMAERT [6] in resting potato tubers has a similar Rf value. LUCKWILL [21] detected from seven different plant organs (at about Rf 0,66) an inhibitory substance which moved faster than IAA. BENNET-CLARK and KEFFORD [4], as also KEFFORD [16], demonstrated the presence of an unknown inhibitor, which moved at a similar speed, in parts of ten different plants, including potato peelings. Run in isopropanol-NH_3, this so-called „β-inhibitor" is encountered at about Rf 0,65, like the inhibitor obtained by us. Accordingly, there is reason to assume that the two are identical.

The growth stimulant of Rf value 0,40 is indubitably IAA, for the synthetic heteroauxin occupied precisely the same position on the control chromatograms.

The growth substance of Rf value 0,9 has been identified as IAN. Though more of a neutral behaviour, a part of IAN can be found in the acid fraction.

Its presence in potato tubers has been confirmed by BENNET-CLARK and KEFFORD [4, 16], as also by BLOMMAERT [6] at a similar Rf value.

The active area at Rf 0,25 assumedly represents IPA. Support is afforded for this assumption by STOVE and THIMANN [24], who regarded as IPA a substance of a similar position on the chromatogram, which they obtained from maize kernels. A stimulant described by NITSCH [22] in strawberries at Rf 0,23, is also supposed to be IPA.

It is suggested that IAN and IPA as precursors of IAA become active in the *Avena* test by being converted into IAA in the coleoptiles.

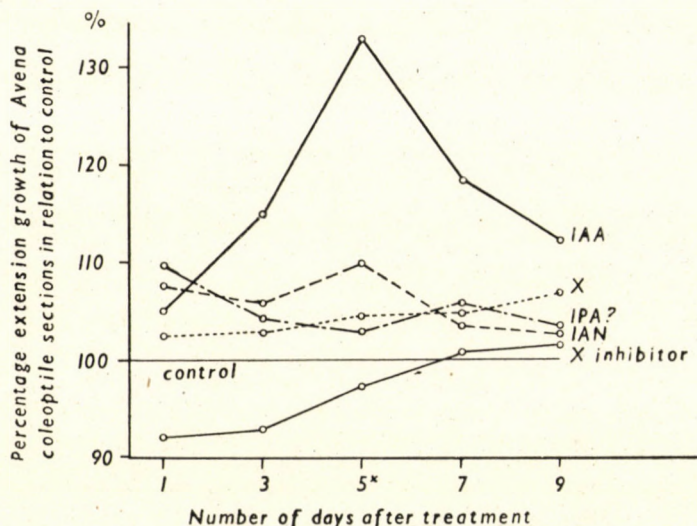



Fig. 4. Variations in the concentrations of growth-inhibiting and growth-promoting substances in peelings of untreated (control) potato tubers, during the first 42 days after lifting. (The asterisk denotes the day sprouting began.)

The growth-stimulating substance of Rf value 0,1 is still insufficiently known. Presumably it is identical with the substance of a similar Rf value, reported by NITSCH [22] in strawberries, but not identified by him. The growth stimulant described by BENNET-CLARK and KEFFORD [4], as also by KEFFORD [16], in several plant organs and denominated „α-accelerator", also occupies a similar position on the chromatogram. Would not these substance be identical? In the view of the said authors [4], they may all be auxin *a*, of which the very existence is doubted by other workers. It is equally possible that the substance at Rf 0,1 is but a synergist in the biological test, which stimulates the effect of the IAA in the coleoptile, or that it is some kind of a precursor of IAA or, for that matter, the decomposition product of it.

As regards dormant potato tubers, the results of our experiments fairly agree with those obtained by KEFFORD [16], whose pertaining histograms are largely similar to ours.

On the other hand, our results differ partly from those of BLOMMAERT [6], who in untreated tubers claims the presence of a considerable amount of indole-3-butyric acid (IBA), which we have failed to detect in our material.

The detailed data of our histograms represented in Figs 1 and 2 are summarized in the two diagrams in Figs 3 and 4. In these, the amounts of growth-inhibiting and growth-promoting substances (expressed by the rate of extension of the coleoptile sections) are given separately, as functions of time, for treated (Fig. 3) and untreated (Fig. 4) tubers. The dates on the abscissa refer to the identical developmental stages of treated and control tubers.

When defining the object of the present work, the question has been posed whether the processes which govern growth were the same in treated and untreated tubers, with the chemical agent merely accelerating them, or whether treatment with Rindite gave rise to quantitative or qualitative changes in the natural process.

On comparing Figs 3 and 4 it can be seen that the changes in the concentration of the growth-inhibiting substance are the same in the treated and untreated tubers, but that while in the latter the inhibitor needs about 30 days to vanish, from the former it disappears in about 6 days upon the action of Rindite.

On the other hand, there is a considerable difference in the quantitative changes of the growth-promoting substances in treated and untreated tubers.

In treated tubers, the initially small amount of IAA increases by leaps in 5 days, to attain its maximum by the time sprouting commences. Thereafter, the concentration of IAA decreases gradually, yet remains above the initial rate (Fig. 3). In untreated tubers, the relative as well as the absolute increase is remarkably slower : at the time of sprouting the effect of IAA is but half that obtained from treated tubers in the corresponding phase. However, the concentration of the free auxin continues to increase during sprouting (Fig. 4). So in this case, the free auxin level lies distinctly higher in the initial heterotrophic phase of the sprouts ; a condition, which is undoubtedly conductive to their vigorous growth. The auxin concentration in the potato peelings most certainly diminishes only in a later phase, when the sprouts change over to the autotrophic way of living. The experiments did, however, not last thus far.

Though in chemically treated tubers, after an initial increase, a slight relapse in the auxin concentration becomes apparent, the amount of free auxin suffices to secure satisfactory growth of the sprouts, its concentration being at this time about equal to that recorded in untreated tubers at the beginning of sprouting. Our results are in agreement with experience in the field,

in so far as treated tubers sprout very soon, but some of the heterotrophic sprouts are not infrequently retarded, if not stagnant, in their growth. Hence, for practical reasons it seems desirable to delay, somehow, the decrease in auxin concentration. There are several experimental methods to achieve this end.

The stimulant X varies within narrow limits in both the treated and control tubers.

In the first half of the dormancy period, the concentration of IAN is about the same as that of indole-3-acetic acid (Fig. 4), or slightly higher (Fig. 3), but in the second half it decreases in both cases, with a simultaneous increase in the IAA concentration. Thereafter, in both diagrams, the curve for IAN follows the course of that for IAA, but on a substantially lower level. This seems to permit the conclusion that in our test material IAA is predominantly formed via indole-3-acetonitrile. It was THIMANN [30] to point out that in plants one way for IAA to form was by a triptophane → IAN → IAA reaction.

The initial amount of IPA also diminishes towards the end of the rest period, parallel to an increase in the concentration of IAA (Figs 3 and 4). When the treated tubers starting to sprout, and in the auxin level in the peelings rising suddenly to a great height, a further drop is observed in the amount of IPA (Fig. 3). Accordingly, the changes in the concentration of IPA in relation to those of IAA indicate that an IPA → IAA conversion is also in progress. (The IAa member of the chain reaction is present in the neutral fractions.) This route of IAA formation (triptophane → IPA → IAa → IAA) is widely known, and was proved by LARSEN [18], STOWE and THIMANN [24], THIMANN [30], and others.

From the above it would appear that in potato tubers the IAA formation is possible by simultaneous different processes.

The results of our experiments concerned with neutral fractions will be published elsewhere.

Summary

1. In the peelings of Rindite-treated and -untreated Early Yellow potato tubers the quantitative changes in the substances governing growth have been studied by means of paper chromatography and bioassays, from the time the potatoes were lifted, respectively submitted to treatment, to the time when the sprouts have reached 3 cm in length.

2. In the acid fractions of peeling extracts from treated and untreated tubers alike, the presence of one unknown inhibitor (at about Rf 0,65) and of four growth-promoting substances (IAA, IAN, IPA?, and stimulant X; at about Rf 0,1) has been demonstrated. In the individual phases of dormancy and sprouting, these substances have been found to differ in amount in the chemically treated and untreated tubers.

3. In the fresh harvested tubers the treatment with Rindite has been observed greatly to accelerate the disappearance of the inhibitor peculiar to the rest period (it vanished in 5 instead of 30 days) and thereby to hasten transition of the active stage.

4. Treatment has been found markedly to intensify IAA concentration in the peelings. In the writers' view, the accumulation of IAA is one of the principal causes that arrest the rest period, and one of the most favourable effects exerted by Rindite.

5. Vigorous initial growth stimulation in the peelings of treated tubers having been found to be followed by a drop in the auxin concentration, practical considerations make it seem desirable that this relapse be eliminated or delayed. Means to this end are available.

6. In untreated tubers auxin concentration has been observed to rise rather slowly, absolutely as well as relatively, but to continue rising gradually after sprouting has set in.

7. The experiments described have also yielded notable data concerning the mechanism that governs IAA formation in Early Yellow potato tubers. It would seem that in our test material IAA formation is brought about mainly through IAN ; but the changes in the concentration of IPA as compared to those in IAA, appear to suggest that IAA might also form via IPA. Accordingly, it is not unlikely that in a part of a plant, indole-3-acetic acid is formed simultaneously by several different routes.

REFERENCES

1. Audus, L. J. — Thresh, R.: (1953) A method of plant growth substances assay for use in paper partition chromatography. Physiol. Plant. **6** p. 451—465.
2. Avery, G. S. — Berger, I. — Schlaucha, B.: (1942) The total extraction of the free auxin and auxin precursor from plant tissue. Amer. Jour. Bot. **29** p. 500—506.
3. Bennet-Clark, T. A. — Tambiah, M. S. — Kefford, N. P. : (1952) Estimation of plant growth substances by partition chromatography. Nature **169** p. 452.
4. Bennet-Clark, T. A. — Kefford, N. P. : (1953) Chromatography of the growth substances in plant extracts. Nature **171** p. 645.
5. Bentley, J. A. — Housley, S.: (1954) Bioassay of plant growth hormones. Physiol. Plant. **7** p. 403—419.
6. Blommaert, K. L. J.: (1954) Growth- and inhibiting-substances in relation to the rest period of the potato tuber. Nature **174** p. 970—972.
7. Bonde, E. K.: (1953) Auxins and auxin precursors in acid and nonacid fractions of plant extracts. Bot. Gaz. **115** p. 1—15.
8. Denny, F. E.: (1945) Synergistic effects of tree chemicals in the treatment of dormant potato tubers to hasten germination. Contrib. Boyce Thompson Inst. **14** p. 1—14.
9. Fischnich, O.: (1954) Exertion of influence on the sprouting of potatoes, and the practical value of such procedure for breeder and grower. Landbouwk. Tijdsch. **66** p. 566—578.
10. Hemberg, T.: (1946) Wachstumhemmende und wachstumfördernde Stoffe bei Kartoffel. Arkiv För Bot. **33**(2) p. 1—3.
11. Hemberg, T.: (1947) Studies of auxins and growth-inhibiting substances in the potato tuber and their significance with regard to its rest-period. Acta Hort. Berg. **14** p. 133.
12. Hemberg, T.: (1949) Significance of growth-inhibiting substances and auxins for the rest period of the potato tuber. Physiol. Plant. **2** p. 24—36.
13. Hemberg, T.: (1952) The significance of the acid growth-inhibiting substance for the rest-period of the potato tuber. Physiol. Plant. **5** p. 115—129.

14. Hemberg, T.: (1954) Studies on the occurence of free and bound auxins and of growth-inhibiting substances in the potato tuber. Physiol. Plant. **7** p. 312—322.
15. Irion, W. — Fiechnich, O.: (1952) Über stoffliche Umwandlungen in „Rindite" behandelten Kartoffelknollen in den einzelnen Phasen der Keimung. Zeitschrift f. Pflanzernährung **59** p. 248—266.
16. Kefford, N. P.: (1955) The growth substances separated from plant extracts by chromatography I. Jour. Exp. Bot. **6** p. 129—151.
17. Kefford, N. P.: (1955) The growth substances separated from plant extracts by chromatography. II. Jour. Exp. Bot. **6** p. 245—255.
18. Larsen, P.: (1951) Formation, occurence and inactivation of growth substances. Ann. Rev. Plant. Physiol. **2** p. 169—198.
19. Linser, H.: (1951) Versuche zur chromatographischen Trennung pflanzlicher Wuchsstoffe. Planta **39** p. 377—401.
20. Linser, H. Mayr, H. — Maschek, F.: (1954) Papierchromatographie von zellstreckend wirksamen Indolkörpern aus *Brassica*-Arten. Planta **44** p. 103—120.
21. Luckwill, L. C.: (1952) Application of paper chromatography to the separation and identification of auxins and growth inhibitors. Nature **169** p. 375.
22. Nitsch, J. P.: (1955) Free auxins and free tryptophane in the strawberry. Plant Physiol. **30** p. 33—39.
23. Schulze, W. — Fischnich, O. : (1951) Über Keimförderung und stoffliche Veränderungen in der Kartoffelknolle bei Beginn und in Verlauf der Keimung. Hannover, p. 1—113.
24. Stowe, B. B. — Thimann, K. V.: (1953) Indol pyruvic acid in maize. Nature **172** p. 764.
25. Stowe, B. B. — Thimann, K. V.: (1954) The paper chromatography of indolecompounds and some indole-containing auxins of plant tissues. Arch. Biochem. and Biophys **51** p. 499—516.
26. Szalai, I.: (1951) Néhány burgonyafajta nyugalmi állapotának megrövidítéséről. Ann. Biol. Univ. Hung. **1** p. 419—446.
27. Szalai, I.—Lusztig, G.: (1954) A burgonya fejlődése tavaszi és mesterségesen hajtatott új gumók nyári ültetése esetében. Növ. termelés **3** p. 11—18.
28. Szalai, I. — Ferenczy, L. — Dévay, M. — Varga, M. : (1956) Effect of Rindite on biochemical processes of potato tubers (In press)
29. Thimann, K. V. — Skoog, F. : (1940) The extraction of auxin from plant tissues I. Amer. Jour. Bot. **27** p. 951—960.
30. Thimann, K. V. Skoog, F. — Byer, A. C. : (1942) The extraction of auxin from plant tissues II. Amer. Jour. Bot. **29** p. 598—606.
31. Thimann, K. V.: (1954) Growth in plant tissues. Am. Scient **42** p. 589—606.
32. Wildman, S. G. — Muir, R. M. : (1949) Observations on the mechanism of auxin formation in plant tissues. Plant Physiol. **24** p. 84—92.
33. Wildman, S. G. — Bonner, J. : (1948) Observations on the chemical nature and formation of auxin in the *Avena* coleoptile. Amer. Jour. Bot. **35** p. 740—746.

POLLENANALYTISCHE UNTERSUCHUNG DES TORFMOORES »NYIRESTÓ« IM NORDOSTEN DER UNGARISCHEN TIEFEBENE (ALFÖLD)

Von

† E. Vozáry

BOTANISCHES INSTITUT DER KOSSUTH-UNIVERSITÄT, DEBRECEN

(Eingegangen am 2. November 1955)

Im nachstehenden Aufsatz soll über die Ergebnisse der im »Nyirestó«, einem der Torfmoore bei Csaroda (Komitat Bereg), durchgeführten pollenanaylitischen Untersuchungen berichtet werden.

Vor allem sei jedoch allen jenen Dank ausgesprochen, die die ungestörte Durchführung dieser Arbeit ermöglicht haben. In erster Linie sei meinem Professor, Mitglied der Akademie der Wissenschaften Dr. R. Soó gedankt, in dessen Institut diese Arbeit durchgeführt wurde und der jede materielle und moralische Hilfe zu ihrem erfolgreichen Abschluss gewährte. Auch Akademiker B. Zólyomi sei hier bestens gedankt, der keine Mühe scheute und den Verfasser in die pollenanalytische Untersuchung einführte, indem er seine auf diesem Gebiete gesammelten wertvollen Erfahrungen übergab. Ferner sei allen Mitgliedern des Botanischen Instituts in Debrecen, die bei der Durchführung der Pollenbohrungen behilflich waren, Dank ausgesprochen.

Das »Nyirestó« genannte Torfmoor liegt in einem verlassenen, im Laufe der Zeit verlandeten Flussbett im Nordosten der Grossen Ungarischen Tiefebene (Alföld), zwischen Csaroda und Beregdaróc, umgeben von hohen Eichen-Ulmen-Auen (Simon, 1953). Die erste Aufgabe bestand in der Feststellung des genauen Querschnittes des Flussbettes, um die Profile der Musternahme zu bestimmen. Es wurden 6 Probebohrungen vorgenommen, in deren Laufe — erwartungsgemäss — festgestellt wurde, dass sich das Moor in einem Bett mit asymmetrischem Querschnitt befindet, wobei unter dem jungen *Sphagnum*, ganz bis zu dem Flusssand des Grundbettes, blauer Ton liegt, nur an einer Stelle von einer älteren, stark zersetzten, 50 bis 100 cm mächtigen Torfschicht unterbrochen. Im Bett wurden 2 Bohrungen zur Musternahme vorgenommen. Die Bohrung Nr. V erfolgte auf dem flachen Uferteil und erreichte in einer Tiefe von 4,70 m den Flusssand des Grundbettes. Die zweite Bohrung Nr. VI wurde im tiefsten Teil des Bettes, neben dem steilen Ufer durchgeführt und erreichte den Sand des Grundbettes in einer Tiefe von ungefähr 8 m. Der junge *Sphagnum*-Torf wurde mit einem Torfbohrer angebohrt, zum Einsammeln der Tonproben wurde ein einfacher Spiralbohrer benutzt, der sich zur Anbohrung des massiven harten blauen Tones als geeignet erwies. Die Torfproben wurden in Abständen von 5 cm, die Tonproben in solchen von 10 cm entnommen und das Material in Staubgläsern von 50 und 100 g in 10%igem Alkohol aufbewahrt.

In ähnlicher Weise erfolgten auch Bohrungen im »Bábtava« genannten *Sphagnum*-Moor, deren Aufarbeitung aber noch nicht abgeschlossen ist.

Die Aufschliessung der Proben geschah mit dem von Zólyomi eingeführten kombinierten Zinkchloridverfahren (Zólyomi, 1944, 1955). Das Zinkchlorid wurde auf ein spezifisches Gewicht von 1,70 verdünnt, da in der Zinkchloridlösung von einem spezifischen Gewicht von 1,95 die leichteren mineralischen Bestandteile zusammen mit den organischen Bestandteilen an die Oberfläche steigen. Die Chlorierung wurde weggelassen, da sich der Pollen nicht so sehr entfärbt hatte, dass seine Erkennung beeinträchtigt worden wäre. Die auf die Zinkchlorierung folgenden Phasen des Verfahrens wurden in einer 10,5 cm langen Mikroeprouvette von 1 cm Durchmesser

vorgenommen, die gegenüber der kleinen Zentrifugenröhre mehrere Vorteile aufweist: die Mikroeprouvetten können in einem durchbohrten Stöpsel versenkt, ohne Ausgleichung zentrifugiert werden, was einesteils eine grosse Zeitersparnis bedeutet; andernteils erfolgt die Sedimentation des Materials in der Mikroeprouvette viel rascher und vollständiger als im normalen Zentrifugenrohr. Zur Beseitigung der organischen Verunreinigungen wurden sämtliche Proben zweimal mit Essigsäureanhydrid-Schwefelsäure zersetzt.

Bei der Aufschliessung der Torfproben musste ein einmaliges Filtrieren eingeschaltet werden, das mit einem Sieb von 1 mm Lochweite durchgeführt wurde. Beim *Sphagnum*-Torf wurde die Zinkchlorierung gänzlich unterlassen, da er minerogene Stoffe bloss in unbedeutenden Mengen enthält.

Die Pollenkörner wurden in kleinen Mikroeprouvetten in 50%igem Glyzerin aufbewahrt.

Die Präparate wurden auf 21×26 mm grossen Deckgläsern hergestellt, die in Ermangelung von Asphaltlack mit Hermetick verschlossen wurden; dieser Verschluss erwies sich als dauerhaft.

In den einzelnen Präparaten befanden sich ungefähr 300 Baumpollenkörner, in den Torfproben jedoch war wegen deren geringerer Dichte die Zahl der Baumpollenkörner kleiner.

Die Gesamtzahl der festgestellten und gezählten Pollenkörner betrug ungefähr 37 000. Zur leichteren Übersichtlichkeit der prozentualen Veränderungen wurden die Diagramme in Form von Flächendiagrammen gezeichnet und die gleichen Zeichen wie bei Zólyomi (1952) verwendet, da hierdurch der Vergleich wesentlich erleichtert wird.

Die *Salix*- und *Artemisia*-Pollen wurden nicht voneinander abgesondert.

Die prozentualen Werte von *Cyperaceae*—*Typha*- und *Ericaceae* sind im Diagramm zusammengezogen dargestellt, da diese Werte so niedrig sind (unter 1%), dass sie gesondert keinen wahrnehmbaren Unterschied aufgewiesen hätten. In dem aus der Analyse des *Sphagnum*-Torfes gezeichneten Diagramm zeigen die zusammengezogenen Werte der obigen Arten einen hohen Prozentsatz, dagegen sind die prozentualen Werte der *Cyperaceae* und *Typha* auch hier sehr niedrig (0,3—5%), weil sich hier die *Ericaceae* im Laufe der VIII., IX. und X. Phase vermehrt haben. Der Pollen der *Ericaceae* tritt auch in den rezenten Schichten in hohem Prozentsatz auf, was sich dadurch erklären lässt, dass *Vaccinium oxycoccos* auch gegenwärtig in grossen Mengen in den *Sphagnum*-Bulten des Moores vorkommt.

Die Auswertung des Diagrammes

Im Diagramm der Bohrung Nr. V sowie auch in dem der Bohrung Nr. VI ist das ganz bis zur ersten Buchenzeit in einem ständig hohen Prozentsatz fortbestehende Auftreten von *Corylus* am auffallendsten. Die einzig wahrscheinliche Erklärung der ständig hohen Werte dürfte darin bestehen, dass sich in der unmittelbaren Nähe des »Nyirestó« Haselnussbestände hinzogen, die ihren Pollen auf das Moor streuten und hierdurch grössere Werte zeigten als den tatsächlichen Prozentsatz, in dem *Corylus* in der Bereger Ebene vertreten war. An eine Anhäufung der *Corylus*-Pollen infolge von Einspülung ist kaum zu denken, da er mit dem Pollen der einzelnen Baumarten *(Quercus, Tilia)* und mit den Nichtbaumpollenwerten durchweg einen unzweifelhaften Zusammenhang aufweist. Auch die Erle, die heute noch gut ausgebildete, bedeutende Bestände in der das Moor umgebenden Erlenzone besitzt, ist mit einem hohen Prozentsatz vertreten. *Abies* tritt bloss vereinzelt, und mit sehr niedrigen Werten auf (unter 1%).

Von den zwei Bohrungen dringt die Bohrung Nr. VI in eine grössere Tiefe vor (7,90 m), so dass man mit Hilfe dieses Diagrammes die Klima- und Vegetationsänderungen weiter verfolgen kann; in diesem Diagramm besteht jedoch zwischen der VIII. und IX. Phase ein Hiatus, da die Bohrungen zu einer Zeit durchgeführt wurden, als das Moor unter Wasser war, und der Bohrer den unteren Teil der ungemein dünnflüssigen Substanz der *Sphagnum*-Torfschicht nicht an die Oberfläche befördern konnte. Die Bohrung Nr. V drang bloss bis zu einer Tiefe von 4,70 m, da schon hier der Flusssand des Grundbettes erreicht wurde. Ihr Diagramm enthält lückenlos die Zeitalter der Vegetationsgeschichte von Anfang der VIII. Phase bis zur Gegenwart, so dass sich die beiden Diagramme gewissermassen ergänzen und man an ihnen die in der Bereger Ebene von der Haselzeit bis zu unseren Tagen erfolgten Veränderungen verfolgen kann.

Das Diagramm der Bohrung Nr. V enthält 58 und das Diagramm der Bohrung Nr. VI 78 analysierte Proben.

Im nachstehenden sei nunmehr auf die eingehendere Analyse der Vegetationsphasen übergegangen, wobei die zwei Diagramme parallel behandelt werden sollen.

Der Fluss — seinen Dimensionen nach zu urteilen die Theiss — verliess in der Haselzeit das Flussbett, in dem sich das hier untersuchte Moor befindet. Die Verlandung des Flussbettes setzte am Ende der Haselzeit ein, so dass das Diagramm der Bohrung Nr. VI von da an die Vegetationszeiten enthält (Firbas, 7. 1949).

V. Phase: Altholozäne Haselzeit, Borealzeit. Das Sediment besteht aus Flusssand, der allmählich in blauen Ton übergeht. In der Zusammensetzung der Wälder herrscht der Eichenmischwald vor, hauptsächlich mit Einmischung der Ulme (30—35%), zu Beginn mit viel Linde (15—20), wobei mit dem Zurücktreten von *Corylus* die Eiche auf Kosten der Linde in den Vordergrund rückt (30%). Die hohen Prozentwerte der Ulme dürften ihre Erklärung zum Teil im hohen Grundwasserspiegel finden. Die Erle nimmt an Ausbreitung zu. *Betula* erreicht ein Maximum. Gegen Ende des Zeitalters steigt allmählich der Prozentsatz der Fichten. Ebenso wie in dem Ostkarpatengebiet (RUDOLPH 1930, ZÓLYOMI 1936) spielt *Pinus* zu dieser Zeit im nördlichen Teil der Grossen Ungarischen Tiefebene schon eine sehr untergeordnete Rolle. Der Wert von *Corylus* erhöht sich auf 300%, wo er sein Maximum erreicht, fällt dann plötzlich und sinkt zu Ende der Phase auf 80%. Auch der Prozentsatz des Nichtbaumpollens zeigt gegen Ende des Zeitalters eine sinkende Tendenz, die Pollendichte ist niedrig.

Auf Grund des Lupendiagramms von SCHEIDL (1940, Abb. 1) ist dieser Abschnitt unseres Diagramms bloss als das letzte Drittel der borealen Phase zu betrachten, in dem *Corylus* seinen letzten in der Haselzeit nachgewiesenen Gipfel erreicht und nachher plötzlich fällt.

Die Landschaft dürfte hauptsächlich von Eichen-Ulmen-Auen bedeckt gewesen sein, deren Existenz trotz des trockenen Klimas durch den hohen Grundwasserspiegel ermöglicht wurde. In den höher gelegenen Teilen dürfte es Linden-Eichenwälder mit einer Haselnuss-Strauchschicht und laut Zeugnis der hohen *Corylus*-Werte sogar reine Haselnussbestände gegeben haben.

Eichen-Lindenwälder finden sich auch heute noch auf den sandigen Gebieten des Nyirség, sie werden von einigen Forschern (ZÓLYOMI 1935, SOÓ 1936) als Reliktgesellschaften der Haselzeit aufgefasst.

In den verlassenen, schnell verlandenden Flussbetten, in sumpfigen Vertiefungen bildeten sich Erlen- und Weidenmoore aus, wobei auch *Betula* nicht gefehlt haben dürfte.

In der Haselzeit war das Klima, ebenso wie in den anderen mitteleuropäischen Ländern, warm, trocken, kontinental, doch wird die Kontinentalität infolge des Senkencharakters der Bereger Ebene lokal durch den hohen Grundwasserspiegel, der auf die Klimaextreme eine bedeutende ausgleichende Wirkung ausübt, stark gemildert. Eine Ausnahme bilden bloss die höher gelegenen Stellen (ZÓLYOMI 1931, SIMON 1956 ined.).

Parallel zur Zunahme der Niederschläge bildet sich die VI. Phase aus:

VI. Phase: älterer Teil der Eichenmischwaldzeit, Atlantikum.

In der Zusammensetzung der Wälder herrscht auch weiterhin der Eichenmischwald vor. Einen bedeutenden Prozentsatz (12—36%) macht die Eiche aus und sogar die Linde ist mit erheblichen Werten vertreten und erreicht in dieser Phase mit 22,5% ihre höchsten Diagrammwerte (s. FIRBAS 1949). Auch *Alnus* kommt in einer grossen Menge vor (8—27%). Der Prozentsatz von *Corylus* ist hoch, er schwankt zwischen 100—190%. Im Laufe der Phase lassen sich 7 *Corylus*-Gipfel unterscheiden, denen *Tilia* ziemlich getreu folgt, wobei die 7 Gipfel auch im Prozentsatz des Nichtbaumpollens und in der Pollendichte festgestellt werden können. Mit den *Corylus*- und *Tilia*-Gipfeln fallen meistens die *Quercus*- und Pollendichteminima zusammen. Diese Erscheinung könnte eventuell damit erklärt werden, dass im Laufe der VI. Phase 7 kleinere Klimaschwankungen stattgefunden haben. In den wärmeren und trockeneren Perioden vermehrte sich *Corylus*, und auch *Tilia* mit ihren ähnlichen Klimaansprüchen gewann in der Zusammensetzung der Wälder auf Kosten von *Quercus* immer mehr Boden. Gleichzeitig lässt sich auf eine Verminderung der Bewaldungsdichte folgern, da die Prozente der Erle und des Nichtbaumpollens zunehmen. In den kühleren, feuchteren Perioden trat das Gegenteil ein. Unter der Einwirkung der ungünstigen Veränderung zog sich *Corylus* zurück, in der Zusammensetzung der Wälder nimmt der Anteil von *Tilia* ab, *Quercus* rückt vor, die Bewaldungsdichte nimmt zu und hierdurch verringert sich der prozentuale Anteil von *Alnus*, und auch die Menge des Nichtbaumpollens nimmt ab.

Fagus, *Carpinus* und *Abies* machen im Laufe der ganzen Phase bloss einen Anteil von 0—2% aus.

Im ganzen Diagramm kommt *Picea* in dieser Periode mit den grössten Werten vor, was das Ergebnis einer Zuwehung aus der Ferne sein kann, doch muss auch mit einem eventuellen lokalen Vorkommen gerechnet werden. Diese Erklärung wird durch den Umstand unterstützt, dass *Picea* zur Zeit der *Corylus*-Maxima, also in den für sie ungünstigsten trocken-warmen Perioden, mit äusserst niedrigen Werten vertreten ist, während zur Zeit der *Corylus*-Minima, als die Klimabedingungen günstiger für die Fichte waren, ihr prozentualer Wert stark ansteigt. Ihr grösstes und am längsten währendes Maximum fällt auf das eine grosse *Corylus*-Minimum.

VII. Phase : jüngerer Teil der Eichenmischwaldzeit, Atlantikum.

Bei der Auswertung dieser Phase kann schon das Diagramm der Bohrung Nr. V in Betracht gezogen werden.

Diese Phase lässt sich im Falle unseres Diagrammes schwer von der vorhergehenden VI. Phase absondern. Die gegenwärtige Grenzlinie wurde — nach FIRBAS — auf Grund der folgenden Beweggründe gezogen :

1. *Pinus*, auch bisher mit kleinen Werten vertreten, nimmt noch ab.
2. *Alnus* wird etwas häufiger.
3. *Tilia* rückt in den Hintergrund.

Die ganze Phase wird durch die Vorherrschaft des Eichenmischwaldes gekennzeichnet, der hier sein Maximum mit einem Wert von 85% erreicht. Daneben tritt *Alnus* in wesentlicheren Mengen (6—29%) auf, gegen Ende der Phase zu kommt *Picea* mit immer kleineren Werten vor, *Betula* und *Salix* behalten ihre bisherigen Werte bei (1—4%). *Fagus* und *Carpinus* erreichen bloss an der Grenze der Buchenzeit höhere Werte, während der Pollen von *Abies* eine ganz seltene Erscheinung darstellt.

Auf Grund unseres Diagrammes reicht die »empirische Pollengrenze« (RUDOLPH, 1930) von *Fagus* ganz bis in die Borealzeit zurück, während die von *Carpinus* auf den Anfang der VII. Phase fallen dürfte, doch kann selbst ihr vereinzeltes Vorkommen im Laufe des Atlantikums nicht behauptet werden, da die Möglichkeit einer Zuwehung aus der Ferne besteht. In einzelnen Schichten treten auch die Kulturgramineen auf.

Am Anfang dieser Phase weist *Corylus* bedeutend niedrigere Werte auf als in der vorhergehenden, doch zeigt sein Prozentsatz am Ende der Eichenmischwaldzeit wieder eine bedeutende Erhöhung.

Die in der vorhergehenden Phase erwähnten Schwankungen sind auch hier im Pollendiagramm zu beobachten. Infolgedessen kann anfangs auf einen allgemeinen Temperaturabfall und auf eine Feuchtigkeitserhöhung geschlossen werden, die ungefähr bis zur Mitte der Phase dauern, und von da an, bis zur Grenze der Buchenzeit (und selbst darüber hinaus) auf eine Temperaturzunahme und auf ein Trockenerwerden des Klimas, was auch durch die Erhöhung des Baumpollenprozentsatzes bezeugt wird.

Innerhalb dieser zwei grösseren Veränderungen gab es kleinere Schwankungen. Hier sind 7 und (bei der Bohrung Nr. VI) 8 *Corylus*-Maxima zu sehen mit etwas mehr *Tilia*-Maxima (die aber trotzdem den Veränderungen des *Corylus*-Maxima folgen) und ein ähnliches Bild bieten wie in der vorhergehenden Phase der Ablauf der Kurven von *Quercus*, des Nichtbaumpollens und der Pollendichte. Es ist interessant zu beobachten, dass der Eichenmischwald seinen im Diagramm vorkommenden Höchstwert (90%) in der — in der Mitte der Phase befindlichen — grössten, kühlen, feuchten Periode bei einem der grössten *Corylus*-Minima erreicht. Gleichfalls hier hat *Quercus* seinen bisherigen grössten Wert (50%). Von hier angefangen werden die *Corylus*-Maxima gegen die Buchenzeit zu immer grösser, ein Umstand, der bei Berücksichtigung der Erhöhung des Nichtbaumpollenprozentsatzes für die allmächliche Erwärmung und das Trockenerwerden des Klimas Zeugenschaft ablegt.

In der VI. und VII. Phase drücken die eigenartigen ökologischen Verhältnisse des Gebietes dem lokalen landschaftlichen Charakter der ganzen Eichenmischwaldzeit ihren Stempel auf. Der grösste Teil des Gebietes ist eine vollkommene Ebene, die einst zum Überschwemmungsgebiet der Flüsse Theiss und Szamos gehörte, und da es infolge der Senkung des Terrains bedeutend niedriger als seine Umgebung lag und auch heute noch liegt, verlandete es äusserst rasch. Der Grundwasserspiegel war ständig hoch, hierzu kamen noch die durch die sich jährlich wiederholenden Überschwemmungen beförderten Wassermengen, so dass es ganz begreiflich ist, dass die vorherrschende Waldgesellschaft — wie auch aus dem Diagramm ersichtlich — der Auenwald war, in dem *Quercus* und *Alnus* mit einem fast gleichen Anteil vertreten waren. Bloss die dünenartigen Ufergebilde (s. SIMON 1956), die aus ihrer Umgebung hervorragten und in eine grössere Entfernung vom Grundwasser gerieten, bildeten eine Ausnahme. Solche inselartige Gebilde finden sich z. B. beim Nyirestó. Auf diesen konnten, auf Kosten der Auenwälder, die Eichen-Lindenwälder und die Haselnussgebüsche in den Vordergrund rücken. Hierdurch kann auch zum Teil der ständig hohe Prozentsatz von *Corylus* im Diagramm des Nyirestó erklärt werden. In verlassenen und schnell verlandenden Flussbetten waren Erlenbrüche und Weidenmoore zu finden.

Eine so ausführliche Analyse der VI. und VII. Phase wurde nur durch den Umstand ermöglicht, dass die Sedimentation im Bett des Nyirestó aussergewöhnlich mächtig war : während nämlich die Profile der VI. und VII. Phase in der Bohrung Nr. V im Plattensee kaum 50 cm dick waren (ZÓLYOMI 1952), wies das Profil des Nyirestó eine Mächtigkeit von über 6 m auf, betrug also das Zwölffache des Plattensees. Hieraus folgt, dass die Eichenmischwaldzeit des

Plattensees nur 5 analysierte Proben ergab, wogegen im Nyirestó ungefähr 60 Proben aus dieser Zeit analysiert werden konnten.

VIII. Phase : erster Teil der neuholozänen Buchenzeit, Subborealzeit.

Im Falle unseres Diagrammes ist die untere Grenze der VIII. Phase durch die gemeinsame rationelle Pollengrenze (RUDOLPH, 1930) von *Fagus* und *Carpinus* gegeben.

Am auffallendsten ist das sich am Anfang der Periode zeigende grosse *Corylus*-Maximum mit 212% (Bohrung Nr. VI), was den grössten Gipfel der Haselnuss seit der Borealzeit bedeutet. Das auf die gleiche Zeit fallende 1290%ige *Corylus*-Maximum ist nicht reell, vermutlich hat sich sein Pollen infolge der Fossilisation eines zugewehten Palmkätzchens in einer so grossen Menge angehäuft. Gleichzeitig mit der Kulmination der *Corylus*-Kurve vermindert sich stark der Anteil der Wälder (sämtliche Wälder zusammen erreichen bloss 35—40%). Im Verhältnis zu sämtlichen Baumpollen nimmt der prozentuale Anteil von *Alnus*, *Salix* und *Betula* zu, der Nichtbaumpollen erreicht einen alle seine bisherigen Maxima übersteigenden Wert, während die Kurve der Pollendichte stark abfällt. Aus all dem lässt sich auf eine ausgesprochene und lang währende warme, trockene Klimaperiode schliessen, eine Schwankung im gleichen Ausmass kam auf diesem Gebiet des nördlichen Teiles der Grossen Ungarischen Tiefebene seit der Borealzeit nicht vor.

Hierauf fällt *Corylus* sehr rasch bis ungefähr 20% zurück, gleichzeitig nimmt aber der Pollen von *Fagus* und *Carpinus* rapid zu und erreicht schon in der ersten Hälfte der Phase sein Maximum. Im ganzen Diagramm ist dies das grösste Maximum von *Fagus*, doch vermindert sich nachher seine Menge sehr rasch. *Carpinus* gewinnt — zum Teil auf Kosten von *Fagus* und zum Teil des Eichenmischwaldes — an Boden und erreicht am Ende der Phase sein Maximum. Der Anteil des Eichenmischwaldes nimmt vom Ende der warmen-trockenen Periode angefangen rasch zu, kulminiert (68%) gleichzeitig mit dem Rückgang der Buche und wird allmählich zurückgedrängt. *Alnus* fällt rasch auf 5—12% zurück und auch *Salix* nimmt ab. *Betula* bleibt fast unverändert, während *Corylus* unter 5% sinkt. *Ulmus* ist unter 1% und *Tilia* verschwindet beinahe gänzlich. Gesetzmässig tritt auch der Pollen der Kulturgramineen auf.

Im Eichenmischwald treten die Ulme, die Linde, der Ahorn und die Esche in einer fast unbedeutenden Menge auf, so dass der Eichenwald, der Eichen-Hainbuchenwald und — hauptsächlich am Anfang der Periode — der Buchenwald als die vorherrschenden Waldgesellschaften der Gegend zu betrachten sind, die an feuchteren Stellen von Erlenbrüchen, Weiden- und Birkenmooren unterbrochen werden.

Der niedere Prozentsatz des Nichtbaumpollens zeugt von einer grossen Bewaldungsdichte.

IX. Phase : zweiter Teil der Buchenzeit, Subatlantikum.

An der Grenze der Subborealzeit und des Subatlantikums ist eine der am Anfang der Subborealzeit beobachtbaren ähnliche, doch bedeutend schwächere und kürzer dauernde Schwankung ersichtlich. Sie offenbart sich in der Abnahme des Anteils der Wälder, in der verhältnismässigen Zunahme von *Alnus*, *Salix* und *Betula* und in der auffallenden Erhöhung der prozentualen Menge des Nichtbaumpollens. Von all dem wie auch von den grossen Klimaschwankungen am Anfang der Subborealzeit wird im Laufe des Nachstehenden noch die Rede sein.

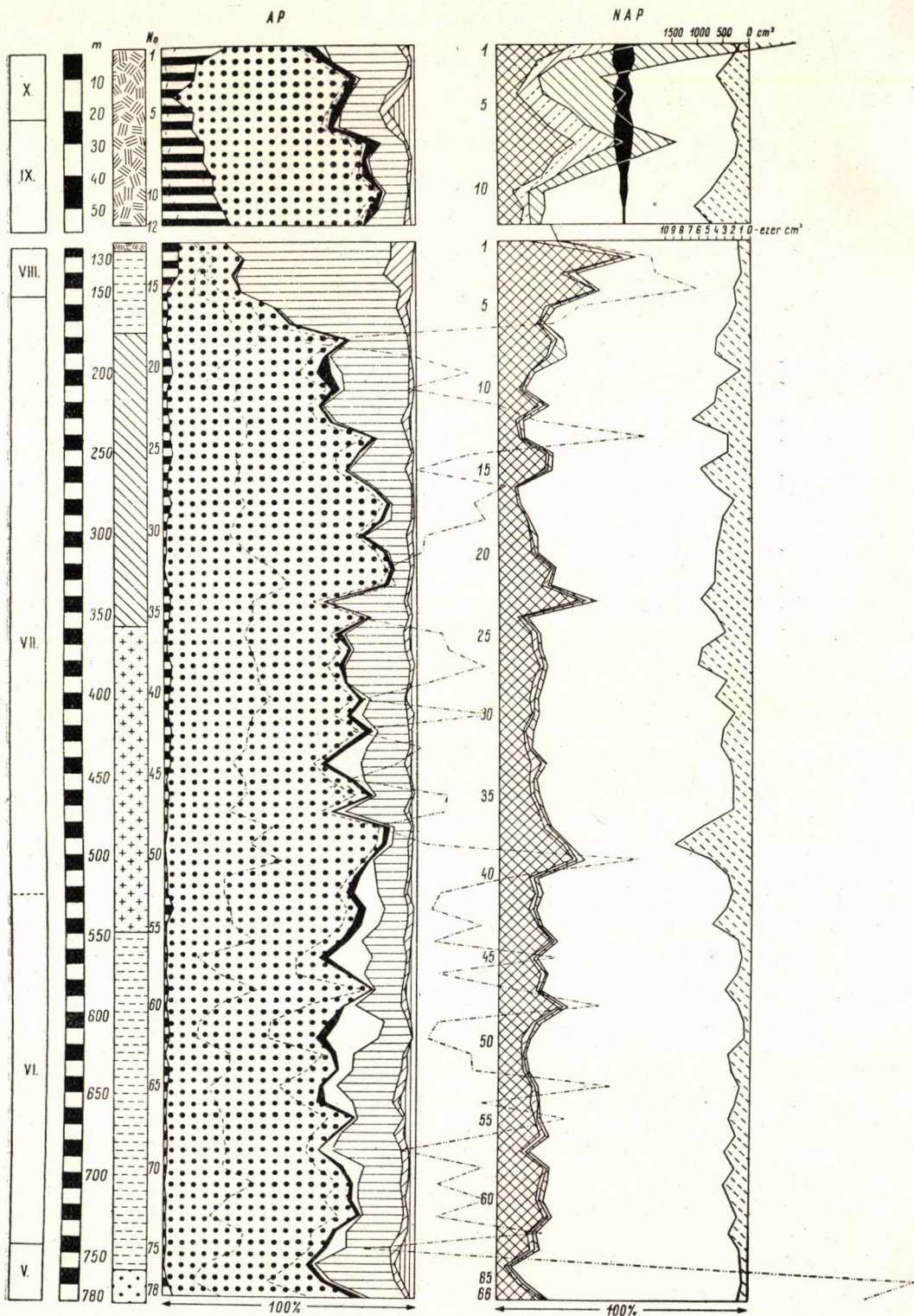
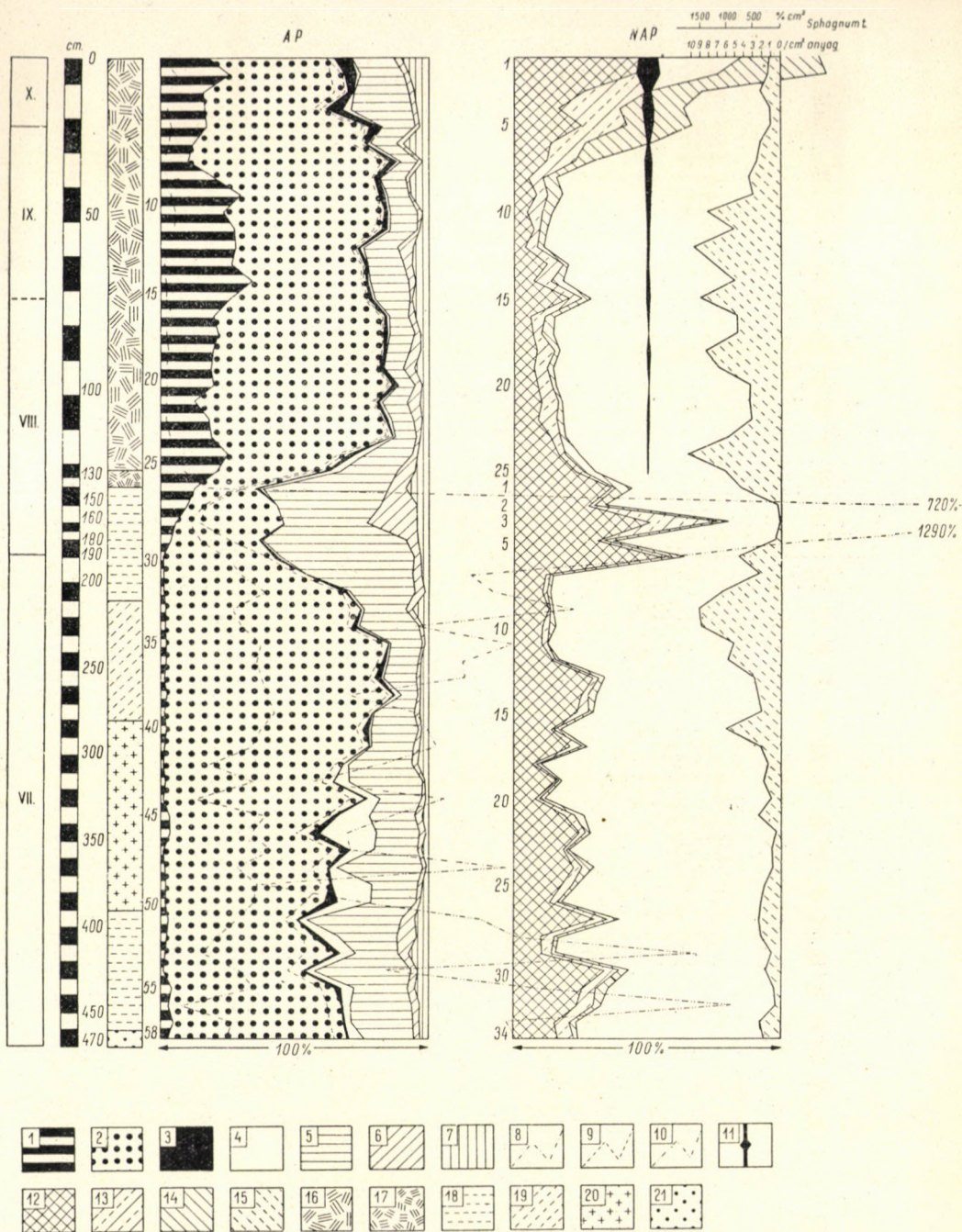
In der Zusammensetzung des Baumpollens ist *Carpinus* eine zeitlang mit einem grossen prozentualen Wert vertreten, um dann später rapid abzunehmen. Die Buche bleibt durchweg unter 10% während die Eiche, die in der vorhergehenden Phase etwas in den Hintergrund gerückt war, am Ende der Buchenzeit — auf Kosten der Hainbuche — wieder vorrückt. Der prozentuale Anteil der übrigen Baumarten bleibt unverändert, der Nichtbaumpollen erhöht sich am Ende der Periode zusammen mit dem Prozentsatz der Kulturgramineen.

Auf dem nördlichen Teil der Ebene sind die landschaftsbestimmenden Pflanzengesellschaften dieser Periode der Eichen-Hainbuchenwald und die Eichen-Ulmen-Au der Überschwemmungsgebiete. Ausser einigen Buchenwäldern sind noch Erlenbrüche, Weiden- und Birkenmoore zu finden.

X. Phase : jüngerer Teil des Subatlantikums, die Zeit der Waldrodungen.

Infolge der Waldrodungen des Mittelalters nimmt die Bewaldungsdichte bedeutend ab. Darauf weist das neuere Vordringen der Erle hin und insbesondere die plötzliche Erhöhung des Nichtbaumpollens auf über 115%. Infolge der Einwehung aus der Ferne reichern sich *Pinus* und *Fagus* am Ende dieser Phase an. Die Kulturgramineen erreichen in dieser Zeit ihr Maximum (9%).

Eine ähnlich genaue Auswertung der VIII., IX. und X. Phase wie die der VI. und VII. war nicht möglich, da die Sedimentation in ihnen wesentlich langsamer erfolgte ; obgleich hier die Torfproben bereits in Abständen von 5 cm genommen wurden, war die Zahl der auf die gleiche Periode fallenden Proben bedeutend geringer als in den vorhergehenden Phasen.

AP
NAP
m
No
X.
IX.
VIII.
VII.
VI.
V.
1500 1000 500 0 cm²
10 9 8 7 6 5 4 3 2 1 0 - ezer cm³
100%
100%

1. Abies — Fagus — Carpinus. 2. Querc. mixt. 3. Pinus. 4. Picea. 5. Alnus. 6. Salix. 7. Betula. 8. Quercus. 9. Ulmus. 10. Corylus. 11. Gram. cult. 12. Varia. 13. Gramineae. 14. Cyperac. + Typha + Ericaceae. 15. Pollendichte 18 × 18 mm. 16. Sphagnum-Torf. 17. Dy. 18. Blauer Ton. 19. Älterer Torf. 20. Ton mit organischen Resten. 21. Blauer Flusssand.

Wesentlichere Ergebnisse und Probleme

Aus den bisher durchgeführten Untersuchungen lässt sich folgendes feststellen :

1. Das Bett des Nyirestó genannten Torfmoores verwandelte sich am Ende der Haselzeit in einen toten Arm, so dass im Bett um diese Zeit der Sukzessionsprozess einsetzt, der schliesslich zur Ausbildung des *Sphagnum*-Moores führt.

2. Das *Sphagnum* hat sich in der ersten Buchenzeit im Bett angesiedelt, infolgedessen ist die Entwicklung des eigentlichen Torfmoores von dieser Zeit an zu rechnen.

3. Es konnte bestätigt werden, dass im Laufe der VIII. und vornehmlich der IX. Phase die .vorherrschende Waldgesellschaft im nördlichen Teile der Grossen Ungarischen Tiefebene die Eichen-Ulmen-Au und der Eichen-Hainbuchenwald war.

4. Auf Grund der beiden Diagramme lässt sich das vereinzelte Vorkommen von *Picea* in der Eichenmischwaldzeit im Norden der Grossen Ungarischen Tiefebene voraussetzen.

5. Im Diagramm der VI. Phase in der Bohrung Nr. VI können 7 und in der VII. Phase 8 *Corylus*-Maxima festgestellt werden, in der VII. Phase in der Bohrung Nr. V finden sich — im Zusammenhang mit den Veränderungen der übrigen Gattungen — 7 *Corylus*-Gipfel. Das bedeutet, dass im Laufe des Atlantikums 14—15 kleinere Klimaschwankungen im nördlichen Teil des Alföld zu verzeichnen waren.

Es stellt sich allerdings die Frage, ob diesen kleineren Klimaschwankungen eine wesentlichere Bedeutung in der Erforschung des Klimas und der Vegetation, hauptsächlich aber in der Ausbildung der Wälder beizumessen ist, oder aber ob sie bloss auf die Fehlerquellen der Pollenanalyse zurückzuführen sind.

In der pollenanalytischen Literatur ist bei den verschiedenen Arten und Gattungen das Auftreten von Sekundärgipfeln nicht unbekannt (s. FIRBAS, 1949, S. 15). RUDOLPH—FIRBAS (1929) wiesen einen zweiten Haselnussgipfel, BERTSCH (1931) in der Buchenzeit 3 Buchengipfel, WELTEN (1944) 4 Buchengipfel, GAMS und RUOFF (1929) und GROSS (1935) 3 Hainbuchengipfel, OWERBECK—SCHNEIDER (1938) und BORGNÄSSER (1941) in der norddeutschen Ebene im Postglazial 4 Haselnuss- und 4 Buchengipfel usw. nach. In unserem Falle handelt es sich aber nicht bloss um 3—4 Gipfel, sondern darum, dass im Laufe des Atlantikums ungefähr 14—15 *Corylus*-Schwankungen aufgetreten sind. Unser Diagramm ist auf der Grundlage der Schwankungen am ehesten mit einem »Lupendiagramm« (SCHMEIDL 1940, FIRBAS 1949) vergleichbar. Dies ist begreiflich, da ja die Sedimentation im Bett des Nyirestó so gewaltig war, dass sich in ungefähr 3000 Jahren eine 6 m mächtige Sedimentation gebildet

hat, aus der es gelang, bei einer Musterentnahme von 10 cm Abstand 60 Proben zu analysieren. Dies bedeutet, dass die zeitliche Entfernung zwischen den einzelnen Proben etwa 50 Jahre beträgt. Bei Berücksichtigung der Schwankungen handelt es sich durchschnittlich um Perioden von 200 Jahren, doch dauerte keine der Perioden eine kürzere Zeit als 100 Jahre. Zwar könnte eingewendet werden, dass in Anbetracht des hohen Lebensalters der Bäume (300—1000 Jahre) die Klimaschwankungen von kurzer Laufzeit keine wesentlichen Veränderungen in der Zusammensetzung der Wälder verursachen konnten (s. BERTSCH 1943). Betrachtet man aber den Ablauf der Haselnusskurve in unseren Diagrammen, so ist ersichtlich, dass er mit der Kurve der waldbildenden Bäume, des Nichtbaumpollens und der Pollendichte einen deutlichen Zusammenhang aufweist. Es sei ein Diagrammabschnitt der VII. Phase aus der Bohrung Nr. V als Beispiel genommen. Parallel zu dem sich vom Anfang der Phase stets vermindernden *Corylus*-Gipfel werden die entgegengesetzte Klimaansprüche aufweisenden *Picea*-Gipfel immer grösser, später, von der Mitte der Phase an, gleichzeitig mit der Zunahme der *Corylus*-Maxima, nehmen die *Picea*-Maxima ständig ab, bis schliesslich *Picea* beim Auftreten des am Anfang der Subborealzeit eine lange trockene Periode anzeigenden *Corylus*-Gipfels gänzlich verschwindet. Bedenkt man aber, dass z. B. im Falle höherer *Corylus*-Werte *Alnus* (mit entgegengesetzten Klimaansprüchen) gleichfalls eine grössere Verbreitung zeigt, so lässt sich bloss auf eine infolge der Verringerung der Bewaldungsdichte eingetretene relative Anreicherung des Erlenpollens denken, eine Annahme, die der Kurvenablauf des Nichtbaumpollens sehr häufig zu rechtfertigen scheint.

Zum Abschluss dieses Problems sei hier noch bemerkt, dass wenn auch die Angaben der anderen, in der Umgebung vorgenommenen Bohrungen die obigen Ergebnisse rechtfertigen werden, die kleineren Schwankungen der Pollenwerte als eine Wirkung der die Entwicklung der Wälder tatsächlich beeinflussenden Klimaperioden angenommen werden müssen. Bis dahin möge diese Frage offen bleiben.

Ein interessantes Problem unseres Diagrammes ist das auf die Subborealzeit, also auf den Anfang des ersten Teiles der Buchenzeit fallende grosse *Corylus*-Maximum und die damit verbundene Verschiebung in den Prozentsätzen der übrigen Gattungen. BLYTT und SERNANDER führten zur Bestimmung der postglazialen Klimaveränderungen und insbesondere der Feuchtigkeitsveränderungen Untersuchungen über die Seespiegelschwankungen durch. Auf Grund ihrer Ergebnisse unterschieden sie im Postglazial eine kühlfeuchte subarktische, eine trocken-warme boreale, eine feuchte atlantische, eine trockene subboreale und schliesslich eine feuchte subatlantische, in die Gegenwart hinüberführende Periode. WEBER führt die Ausbildung des Grenzhorizontes, der infolge des Zerfalls des älteren Torfes entstanden und in den meisten mitteleuropäischen und skandinavischen Ländern in der gleichen Zeit aufgetreten

ist, auf die von BLYTT und SERNANDER vorausgesetzte trockene Periode zurück. Andere Forscher wie z. B. FIRBAS (1949), RUDOLPH (1930) und GRANLUND (1932) sind der übereinstimmenden Ansicht, dass die laut der BLYTT—SERNANDERschen Theorie in der Subborealzeit aufgetretene Trockenperiode wohl die Ausbildung der Moore gehindert, doch auf die Entwicklung der Wälder keinerlei Wirkung ausgeübt hat. GRANLUND (1932) stellt im Laufe seiner Untersuchungen fest, dass Grenzhorizonte, »Rekurrenzflächen« — abgekürzt RY — in den Mooren in gewissen Zeiträumen auftreten. Den jüngeren Grenzhorizonten schreibt er das folgende Alter zu : RY I : ungefähr 1200 Jahre u. Z., RY II. : 400 Jahre u. Z., RY III. : 600 Jahre u. Z. (dies ist der nach WEBER in der Grenze der Subborealzeit und Subatlantikums liegende Grenzhorizont), RY IV. : 1200 Jahre v. u. Z., RY V. : 2300 v. u. Z.

Betrachtet man die Pollendiagramme des Nyirestó, so taucht der Gedanke auf, die auf den Anfang der Subborealzeit fallende, fast ein Jahrtausend lang andauernde, grosse trocken-warme Periode mit der von BLYTT—SERNANDER nachgewiesenen und durch die obenerwähnten Forschungen bestätigten subborealen Trockenperiode in Einklang zu bringen. In unserem Falle scheint das nicht unmöglich. Der einzige Umstand, der Bedenken verursacht, ist, dass während im Laufe der bisherigen Untersuchungen den übereinstimmenden Erfahrungen der verschiedenen Forscher zufolge (s. oben) diese zweifellos existierende Klimaschwankung die Entwicklung der Wälder überhaupt nicht beeinflusste, sie auf die prozentualen Werte beider Diagramme des Nyirestó eine ins Auge fallende und nicht zu übergehende Wirkung ausübte. Der seit der Haselzeit erreichte Höchstgipfel von *Corylus*, die ausserordentlich rasche und bedeutende Ausbreitung von *Alnus* und *Salix*, die starke Abnahme des Prozentsatzes der Wälder, die plötzliche Erhöhung des Nichtbaumpollens sowie die niedrige Kurve der Pollendichte weisen alle auf die unter Einwirkung der warmen trockenen Periode eingetretene Abnahme der Bewaldungsdichte hin. Von einer warmen—trockenen Periode zeugt auch der Vergleich der *Corylus*- und *Picea*-Gipfel (*Picea* verschwindet), sowie der Umstand, dass sich der Pollen der wärmeliebenden Silberlinde, der gegen das Ende des Atlantikums zu ganz selten wurde, noch einmal, zum letztenmal ein wesentliches Maximum erreicht.

An der Grenze der Subborealzeit und des Subatlantikums sind noch Spuren einer Trockenperiode zu sehen. Diese ist sowohl hinsichtlich ihrer auf die Entwicklung der Wälder ausgeübten Wirkung als auch in bezug auf ihre Zeitdauer kleiner als die subboreale Schwankung (sie dauert einige Jahrhunderte). Bei ihrer Auswertung kann aber die Haselnuss nicht mehr in Betracht gezogen werden, da wegen ihrer niedrigen prozentualen Werte die Rechnungsfehlergrenze schon gross ist. Sie geht aber aus der relativen Zunahme der Erle, Weide und Birke sowie aus der prozentualen Erhöhung des Nichtbaumpollens gut hervor.

Von den beiden Klimaschwankungen kann die auf die Subborealzeit fallende ungefähr mit der GRANLUNDschen RY V (2300 Jahre v. u. Z.) gleichgesetzt werden, während die auf die Grenze zwischen der VIII. und IX. Phase fallende kleinere Trockenperiode mit der GRANLUNDschen III. Rekurrenzfläche (600 Jahre v. u. Z.) identisch sein dürfte.

Dieser Vergleich hat aber einen bestreitbaren Punkt, den auch RUDOLPH (1930) erwähnt, dass nämlich in der Subborealzeit die feuchtigkeitsliebende Weisstanne, in unserem Falle die Buche, eben mit der obenerwähnten trockenen Periode zusammenfällt. Diese Erscheinung ist auch im Diagramm gut zu sehen. In unserem Falle dürfte die Erklärung hierfür darin bestehen, dass sich die Buche an den lokal feuchteren Stellen auch in der trockenen Periode ausbreiten konnte (?).

Die in der Subborealzeit auftretende Trockenperiode ist auch — laut einer mündlichen Mitteilung ZÓLYOMIS — im Diagramm der Bohrung Nr. V des Balaton ersichtlich (ZÓLYOMI 1952), wobei auch der Prozentsatz von *Fagus* einen deutlichen Bruch aufweist.

LITERATUR

1. ABDERHALDEN, E.: (1939) Handbuch der biologischen Arbeitsmethoden. Wien. Abt. XI Teil 5. S. 527-728.
2. BERTSCH, K.: (1935) Der deutsche Wald im Wechsel der Zeiten. Tübingen. S. 1—89.
3. BERTSCH, K.: (1940) Geschichte des deutschen Waldes. Jena. S. 1—120.
4. BOROS, A.: (1926) Közép- és Nyugatmagyarország Sphagnum-lápjai növényföldrajzi szempontból. (Die Sphagnum-Moore Mittel- und Westungarns vom pflanzengeographischen Gesichtspunkt. Nur ungar.). A Debreceni Tisza István Tud. Társaság Honismertető Bizottságának kiadványai. Karcag. S. 1—13.
5. CSINÁDY, G.: (1953) A bátorligeti táj pollenanalitikai vizsgálata. Bátorliget élővilága. (Die pollenanalytische Untersuchung der Bátorligeter Landschaft. Die Lebewesen von Bátorliget. Nur ungar.) Budapest. S. 448—453.
6. ERDTMANN, G. E.: (1954) An Introduction to Pollen Analysis. Waltham. Mass. U. S. A. S. 1—239.
7. FIRBAS, F.: (1949) Spät- und nacheiszeitliche Waldgeschichte Mitteleuropas nördlich der Alpen. Jena. S. 1—480.
8. GAMS, H.—RUOFF, S.: (1928) Geschichte, Aufbau und Pflanzendecke des Zehlanbruckes. Innsbruck, München. S. 58—90.
9. KINZTLER, C.: (1936) Pollenanalytische Untersuchungen von Mooren des westlichen pannonischen Beckens. Beihefte zum Botanischen Zentralblatt **54.** S. 515—546.
10. MARKOW, K. K.—PORCITZKY, W. S.: (1935) (Leningrad). Pollen und diatomenanalytische Untersuchungen über die Geschichte des Finnischen Meerbusens, des Ladoga- und Onegasees. B. B. C. (Beih. Bot. Centralbl.) Prag. **52.** S. 389—446.
11. MÄGDEFRAU, K.: (1953) Paläobiologie der Pflanzen. Jena. S. 374—395.
12. RUDOLPH, K.: (1930) Grundzüge der nacheiszeitlichen Waldgeschichte Mitteleuropas. B. B. C. (Beih. Bot. Centralbl.) Prag. **47** (II). S. 111—176. T. 1—6.
13. Royal Botanical Society of the Netherlands. 1955. Acta Botanica Neerlandica. **4.** (I.) S. 1—155.
14. SIMON, T.: (1953) Torfmoore im Norden des Ungarischen Tieflandes. Acta Biol. Hung. **1.** (IV). S. 249—252.
15. SIMON, T.: (1957) Az Északi Alföld erdői. (Die Wälder des Nördlichen Alföld.) Budapest (im Druck).
16. SOÓ, R.: (1930) A modern növényföldrajz problémái, irányai és irodalma. (Die Probleme, Richtung und Literatur der modernen Pflanzengeographie. Nur ungar.) Magy. Biol. Kut. Int. Munk. Tihany. **3.** S. 1—51.

17. Soó, R.: (1931) A magyar puszta fejlődéstörténetének problémája. (Das Problem der Entwicklungsgeschichte der Ungarischen Puszta. Nur ungar.) Földrajzi Közlem. **59.** S. 1—17.
18. Soó, R.: Növényföldrajz. (Pflanzengeographie.) Budapest. S. 145—160.
19. Zólyomi, B.: (1931) A Bükk hegység környékének Sphagnum lápjai. (Vegetationsstudien an den Sphagnum-Mooren um das Bükkgebirge in Mittelungarn.) Bot. Közl. **28.** S. 89—121.
20. Zólyomi, B.: (1936) Tízezer év története virágporszemekben. (Die Geschichte von zehntausend Jahren in Pollenkörnchen. Nur ungar.) Termtud. Közl. **68.** S. 504—516.
21. Zólyomi, B.: (1944) Új pollenanalitikai módszer. (Eine neue pollenanalytische Methode. Nur ungar.) Bot. Közl. **41.** S. 166 (169).
22. Zólyomi, B.: (1937) A Szigetköz növénytani kutatásának eredményei. (Ergebnisse der botanischen Forschungen auf der Kleinen Schüttinsel. Nur ungar.) Bot. Közl. **34.** S. 169—192.
23. Zólyomi, B.: (1952) A keleméri Mohos-tavak. (Die Mohos-Moore bei Kelemér. Nur ungar.) Természet és Technika. Új sorozat. **61/12.** S. 741—746.
24. Zólyomi, B.: (1953) Die Entwicklungsgeschichte der Vegetation Ungarns seit dem letzten Interglazial. Acta Biol. Hung. **4.** 3—4. S. 367—430.

A kiadásért felel az Akadémiai Kiadó igazgatója — Műszaki felelős: Farkas Sándor

A kézirat a nyomdába érkezett: 1956. IX. 15. — Terjedelem: 11,75 (A/5) ív, 32 ábra, 9 melléklet

Akadémiai Nyomda, Budapest — 40654/57 — Felelős vezető: Puskás Ferenc

Tableau I. Brometum tectorum

		secaletosum						*cynodontetosum*						
		1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	A—D	K
	Spec. char. ass.													
Th EuaS	*Bromus ectorum*	1—3 III	1—4 V	3 V	1—5 V	3—4 III	1—4 III	2—5 V	2—5 V	3 I	—	3 I	1—5	IV
Th EuaS	*B. squarrosus*	+	1—2 V	1 I	—	—	—	1 II	1 II	—	1 III	3 I	1—3	II
Th Kt	*Secale silvestre*	1—2 II	2 II	3—4 V	—	—	—	—	—	—	—	—	1—4	I (SA : III)
Th Med	*Tribulus terrestris*	1—2 III	—	2(3) I	—	—	—	—	—	1 I	—	1 I	1—2	I
Th EuaS	*Plantago indica*	+	—	—	—	—	1—3 II	1 IV	1 II	1 II	—	1 I	1—(3)	II
Th Kt	*Anthemis ruthenica*	—	1 III	—	—	—	—	1—4 V	1—3 III	1 I	—	—	1—(4)	II
Th Kt	*Kochia laniflora*	2 III	2 I	1—4 II	—	—	—	1 IV	1—5 IV	3 II	1 II	2 II	1—(5)	II
Th P	*Corispermum nitidum*	—	1 I	—	—	—	—	—	—	1—2 II	—	1—3 V	1—(3)	I
Th P	*C. canescens*	+	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1	I
Th P	*Polygonum arenarium*	1—3 III	1 I	1 I	—	—	—	—	1—3 IV	1—2 III	1 I	1—3 IV	1—3	II
Th Cosm	*Tragus racemosus*	+	1—2 I	—	—	—	—	—	—	—	—	1—3 III	1—3	I
G Cosm	*Cynodon dactylon*	1—5 IV	1 IV	2 I	1—2 I	1—3 II	1—(4) I	1—3 II	1—5 IV	1—4 V	2—3 V	1—3 IV	1—5	IV
	Spec. char. foed.													
G Cosm	*Equisetum ramosissimum*	—	1 I	—	+ I	1—2 II	2—5 V	1—3 II	1 II	—	1 I	—	1—(5)	II
Th Med	*Trigonella monspeliaca*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 II	—	1	I
H Kt	*Euphorbia seguieriana*	2 II	1 IV	—	—	1—2 II	1—3 III	1 III	—	—	1 II	1 IV	1—3	II
H Med	*Alkanna tinctoria*	—	1 I	—	—	—	—	—	—	1 I	1 I	—	1	I
H Pm	*Erysimum diffusum*	—	1 V	—	1 II	1 I	—	1 V	1—2 II	1—2 I	—	—	1—2	II
H Pm	*Alyssum montanum gmelini*	—	1 I	1 II	—	1—3 II	—	1—2 II	1 II	—	—	—	1—3	I
H P	*Achillea kitaibeliana*	—	1—3 III	2—4 III	—	—	—	—	—	1—2 I	1 I	—	1—(4)	I
Ch End	*Dianthus serotinus*	—	—	1—2 I	—	—	—	—	—	—	—	—	1—2	I
G Kt	*Gypsophila paniculata*	—	—	—	—	—	—	—	1 II	—	—	—	1	I
Th Med	*Silene conica (subconica)*	—	1 II	—	1—2 II	+	—	1 V	1—2 I	—	—	(1 I)	1—2	I—II
H Kt	*S. otites parviflora*	2 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	2	I
G End	*Colchicum arenarium*	—	—	1—2 I	—	—	—	—	—	—	—	—	1—2	I
G Eua	*Holoschoenus romanus*	—	—	1—2 II	2 I	—	+	—	—	—	—	—	1—2	I
H End-Ba	*Festuca vaginata*	1—2 II	1—2 IV	1—2 I	—	—	—	1 I	1 II	—	—	1 IV	1—2	II
H Kt	*Koeleria glauca*	—	—	—	—	—	—	1 II	—	—	—	+	1	I
	Spec. ass. *Festucetum vaginatae*													
N Med	*Ephedra distachya*	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1	I
Ch End	*Sedum hillebrandii*	—	1 II	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1	I
H-Ch Eua	*Alyssum tortuosum*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 III	1	I
H P	*Syrenia cana*	—	—	—	—	—	—	1 I	—	—	—	—	1	I
H P	*Centaurea arenaria incl. tauscheri + pseudorhenana*	—	1 II	—	—	—	—	—	1—2 III	1—2 II	—	1 III	1—2	I
H Pm	*Echinops banaticus*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1—2 II	1—2	I
H P	*Tragopogon floccosus*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 II	1	I
H Cp	*Poa compressa (psammophila)*	—	—	—	—	3 I	3 I	—	—	—	—	—	3	I
	Spec. ord. *Corynephoretalia*													
Ch Em-Kt	*Thymus serp. angustifolius*	—	—	—	—	1—2 II	2 I	—	—	—	—	—	1—2	I
Th Em-Kt	*Veronica verna*	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1	I
TH Eu	*Jasione montana*	—	—	1 I	—	—	—	—	1—2 II	—	—	—	1—2	I
H Kt	*Helichrysum arenarium*	—	—	—	—	—	—	1 II	—	—	—	—	1	I
Th-TH Eua	*Scleranthus annuus*	—	—	—	—	—	—	1 II	—	—	—	—	1	I
Th-TH Eua	*Herniaria glabra*	—	—	—	—	—	—	1 I	—	—	—	—	1	I
Th Cosm	*Rumex acetosella*	+	—	—	—	—	—	1 II	1—2 II	—	—	—	1—2	I
Th Cosm	*Vulpia myuros*	—	—	—	—	—	—	1—3 II	—	—	—	—	1—(3)	I
H Atl	*Corynephorus canescens*	—	—	—	—	—	—	—	+	1 II	—	—	1	I
	Spec. ord. *Festucetalia*													
H Kt	*Potentilla arenaria*	—	1—2 IV	2 II	—	3—4 III	2—4 II	—	1—2 III	1—2 I	1 V	—	1—(4)	II
Th EuaS	*Medicago minima*	—	1 III	—	1 I	1—3 II	1—2 II	2 II	1 II	—	—	1 I	1—(3)	II
H Kt	*Astragalus onobrychis*	—	—	—	—	1 I	1 II	—	—	—	1 II	—	1	I
H Med	*Asperula cynanchica*	—	—	—	—	1 I	1—3 I	—	1—2 I	—	—	—	1—(3)	I
H Pm	*Stachys recta*	—	—	—	—	1 I	+	—	1 II	—	—	—	1	I
H Kt	*Linaria genistifolia*	—	—	—	+	—	1 II	1 II	—	1 I	—	—	1	I
Ch EuaS	*Veronica prostrata*	—	1 I	—	—	1 I	1 I	—	—	—	—	—	1	I
H Cp	*Viola rupestris*	—	—	—	—	1—2 I	—	—	—	—	1 II	—	1—2	I
Th Med	*V. tricolor minima*	—	—	3 I	—	—	—	—	1 II	—	—	—	1—3	I
H Kt	*Achillea millef. pannonica*	—	—	—	—	1—3 II	1—2 II	—	+	—	—	—	1—3	I
TH-H Em	*Centaurea rhenana*	1 IV	—	—	+	1 I	1—2 II	—	—	—	—	—	1—2	I
H EuaS	*Chondrilla juncea*	—	—	—	—	+	1 II	—	1 II	—	—	—	1	I
H Eu	*Taraxacum laevigatum*	—	1 II	—	—	1—2(4)II	—	1 I	+	—	1 II	—	1—(4)	I
H Kt	*Silene otites*	1 II	—	—	—	2 I	1—3 II	—	+	—	1 I	—	1—3	I
Th Med	*Cerastium semidecandrum*	—	—	1 I	1—2 I	1—4 III	1—2 I	1 III	1 II	—	—	—	1—(4)	I—II
Th P	*Minuartia glomerata*	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1	I
G Eua	*Carex praecox*	—	—	—	+	2—3 I	1—3 II	—	—	—	—	—	1—3	I
G EuaS	*C. liparicarpos*	—	1—5 V	1 I	—	2 I	1—3 II	—	—	—	—	—	1—(5)	I
G Cp	*C. stenophylla*	+	1 I	—	—	1—3 II	—	—	1—2 II	—	1 II	—	1—3	I
H EuaS	*Festuca sulcata*	—	1—3 III	1—2 I	—	—	—	—	+	—	1 III	—	1—3	I
H Kt	*F. pseudovina*	—	—	—	—	2—3 II	2 I	—	—	—	—	—	2—3	I
	Spec. aliae													
H Cp	*Potentilla argentea*	—	—	—	—	1 I	1—2 II	1 I	+	—	1 I	—	1—2	I
H EuaS	*Sanguisorba minor*	—	1 II	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	1	I
Ch EuaS	*Sedum acre*	—	—	1 I	—	2—3 II	2—3 I	2 I	—	—	—	—	1—3	I
Ch Em	*S. sexangulare*	—	—	—	—	1—4 II	—	—	—	—	—	—	1—4	I
Th EuaS	*Saxifraga tridactylites*	—	—	1 II	—	2—3 I	—	—	—	—	—	—	1—3	I
H Em	*Ononis spinosa*	—	—	—	—	1—2 I	1—5 III	—	—	—	1 II	—	1—(5)	I
H EuaS	*Medicago falcata*	—	—	—	2—4 I	—	2 I	—	—	—	1 IV	—	1—(4)	I
H Eua	*Lotus corniculatus*	—	—	—	—	1—2 I	1—2 I	—	—	—	1 II	—	1—2	I
Th Eua	*Trifolium arvense*	—	—	1—2 II	—	—	—	1 II	+	1 II	—	—	1—2	I
TH Adv	*Oenothera biennis*	1 V	—	—	—	—	—	—	1 II	1 II	—	—	1	I
H Pm	*Eryngium campestre*	1 IV	1 III	1 II	1 I	1—3 III	1—3 IV	2 I	1 II	1—2 II	1 V	—	1—3	III
H EuaS	*Pimpinella saxifraga*	—	1—2 I	—	—	—	—	—	—	—	1 II	—	1—2	I
H Eua	*Galium verum*	—	1—2 II	—	—	1—2 I	1—4 III	—	—	—	—	—	1—(4)	I
H Kt	*Scabiosa ochroleuca*	—	—	—	—	—	1 I	—	—	—	1 II	—	1	I
Th Cosm	*Erodium cicutarium*	—	—	—	—	1—3 II	2 I	1 II	—	—	1 III	—	1—3	I
H-G Eua(Cosm)	*Euphorbia cyparissias*	1 II	1 II	—	1—3 II	1—2 II	1—4 III	1 III	1 II	1—2 II	1 V	—	1—(4)	II—III
H-G Cosm	*Convolvulus arvensis*	—	—	—	—	1—3 I	1 I	—	—	—	1 II	3 I	1—3	I
TH End-Ba	*Cynoglossum hungaricum*	—	1 II	—	—	—	—	1 III	—	—	1 I	—	1	I
Th EuaS	*Myosotis stricta*	—	—	1—2 I	—	—	—	1 II	1 II	—	—	—	1—2	I
Ch-H Med	*Teucrium chamaedrys*	—	1—2 III	—	—	+	+	—	—	—	1 I	—	1—2	I
H Pm	*Marrubium peregrinum*	—	—	—	—	+	+	1 II	—	—	1 II	—	1	I
Ch Kt	*Thymus glabrescens s. l.*	—	1 I	1—2 I	—	—	1 I	—	1—2 III	1 I	1 III	1 I	1—2	I—II
Th-TH Med	*Satureja acinos*	—	1 I	—	—	—	—	1 I	—	—	—	1 I	1	I
Th Eua	*Veronica triphyllos*	—	—	1—2 I	—	—	—	1 III	1 II	—	—	—	1—2	I
H Eua (Cosm)	*Plantago lanceolata*	—	—	—	—	1—2 I	1—4 II	—	—	—	—	—	1—4	I
Th-TH Eu	*Alyssum alyssoides*	—	—	—	1—3 IV	1—3 II	1—2 II	1 II	—	—	—	—	1—3	I
Th Cp	*Erophila verna*	—	—	2 I	+	2—3 II	—	—	—	—	—	—	1—3	I
H Eua	*Hypericum perforatum*	—	—	1—2 I	—	—	3 I	—	1—2 I	—	—	—	1—(3)	I
Th Adv	*Erigeron canadensis*	1 III	1 III	—	—	—	—	1 I	1—2 II	—	—	—	1—2	I
H Eua	*Achillea millef. collina*	—	—	—	—	1—3 I	1—3 I	—	+	—	1 III	—	1—3	I
H EuaS	*A. setacea*	—	—	—	+	1—2 I	2—3 I	—	—	—	—	—	1—3	I
Ch Kt	*Artemisia campestris*	—	—	1—2 I	—	2—3 I	—	1 I	1 II	—	—	—	1—3	I
Th Eua	*Crepis tectorum*	1 II	—	—	—	—	—	1 III	—	—	1 II	—	1	I
Th Pm	*C. rhoeadifolia*	1 III	1 I	—	—	—	—	—	1 II	—	—	1 II	1	I
H Med	*Tunica saxifraga*	—	—	—	1—2 II	1—3 II	1—4 III	—	—	—	—	—	1—(4)	I
Th Eua	*Arenaria serpyllifolia*	—	1 I	1 I	1—2 II	1—4 II	1—3 II	—	1 II	—	—	—	1—(4)	I
Th EuaS	*Salsola kali ruthenica*	1 III	—	—	—	—	—	—	1 II	1 I	1 I	—	1	I
Th Eua	*Bromus mollis*	—	—	1—2 III	1 I	1—4 II	—	1 V	+	—	1 I	—	1—(4)	I—II
Th Eua	*B. secalinus*	—	—	1 I	—	—	—	1—3 IV	—	—	—	—	1—3	I
H EuaS	*Poa bulbosa*	1—2 II	1—2 III	2—3 II	1—2 I	1—3 II	1—3 II	1 IV	1—2 II	—	—	1 I	1—3	II
H Cp	*P. angustifolia*	1 II	—	—	—	—	—	—	+	—	1 IV	—	1	I
H Eua	*Dactylis glomerata*	—	—	—	—	2 I	1—3 I	—	—	—	1 I	—	1—3	I
H Cp	*Koeleria gracilis*	—	1 III	—	—	—	—	—	—	1 I	1 II	—	1	I
H EuaS	*Andropogon ischaemum*	—	—	—	—	—	+	—	1—3 I	—	1 III	—	1—3	I
	Syntrichia ruralis	3 I	—	2 III	—	2—5 V	1 I	1—3 III	1 II	—	—	—	1—(5)	II
	Cladonia foliacea	—	—	1 III	—	—	+	1 II	1—3 III	—	—	—	1—3	I

Tableau II Festucetum vaginatae

		1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28	arrab.	danub.	delib.
	Spec. char. ass.																															
N Med	*Ephedra distachya*	—	—	—	—	1—2 I	—	1 II	—	—	1—2 I	—	1 I	1 I	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—	—	—	—	—	1—(2) I	—
Ch End	*Sedum hillebrandii*	—	—	1—2 II	—	1 I	1 1	1 II	—	—	1 II	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—	1 I	—	—	1—2 I	1 I	—
H P	*Astragalus varius*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1—2 II	+	1 I	—	—	—	—	—	—	+	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1—2 I	—
H-Ch Kt	*Alyssum tortuosum*	—	—	—	—	1—2 V	—	—	1—2 I	1 III	1—2 IV	—	1 I	1 II	—	1 II	1 II	1—2 III	1 III	—	—	1 I	1 I	—	—	1 III	1—2 III	1 III	1 I	—	1—2 II	1—(2) III
H P	*Syrenia cana*	1 III	—	—	—	1 III	—	1 I	1 I	1 III	1 IV	—	1 I	?	?	1 I	?	?	?	—	—	1 I	1 I	—	—	—	1 I	—	—	1 I	1 I	1 I
H Kt	*Echinops ruthenicus*	—	+	—	—	1 1	1—2 2	—	—	—	1—2 I	—	1—2 I	—	—	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	1—2 I	—
H P	*Centaurea arenaria*																															
	ssp. tauscheri (pseudorh.)	1 III	—	1 II	—	1 V	—	1 II	—	(1 III)	1—2 IV	—	1 I	1 IV	1 III	1—2 III	1—3 IV	1—2 IV	1 IV	1—2 I	—	1 III	1 III	—	1 I	1 II	1 II	1 III	1 I	1 I	1—(3) III	1 II
H P	*Tragopogon floccosus*	—	—	—	—	1 I	—	—	—	—	1 IV	+	1 I	1 II	1 II	1 I	1 I	1 II	1 II	—	1 I	—	1 I	—	—	1 I	1 I	+	—	—	1 I	1 I
H End	*Dianthus diutinus*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	1 II	1 I	—	—	—	—	—	—	—	+	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—
G End	*Gypsophila arenaria*	1 I	—	—	1—2 II	1 II	—	1 II	1 I	—	1—2 I	—	1 I	1 I	—	—	—	1—2 II	—	—	—	—	—	—	1 I	—	—	—	—	1—2 I	1—2 I	—
G End	*Epipactis atrorubens var. borbásii*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—	—	1 I	—	—	—	—	—	1 I	—
	Spec. foed. *Festucion vaginatae*																															
H End-Ba	*Festuca vaginata*	1—4 V	3 V	3—4 V	2—4 IV	1—3 V	5 5	2—4 V	1—4 V	3—4 V	2—5 V	2—3 V	2—3 V	2 V	1—5 V	2—5 V	1—5 V	1—3 V	1—2 V	1—2 I	1 II	1 I	1—2 V	1—2 IV	1—2 V	1—3 V	1—3 V	1—2 V	—	1—4 V	1—5 V	1—3 IV
G Cosm	*Equisetum ramosissimum*	1 I	—	1 II	+	1 I	1 I	—	+	1 IV	1 II	1 I	1 I	1 II	1 I	1 I	1 III	1 I	1 I	—	—	1—2 II	1 III	—	+	—	—	—	—	1 I	1—(2) II	—
Th Med	*Trigonella monspeliaca*	—	—	—	—	—	1 1	—	—	—	1—2 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1—2 I	—
H Kt	*Peucedanum arenarium*	—	—	—	—	1 I	—	—	—	—	1 II	1—2 III	—	—	—	—	—	—	—	1 I	1 I	—	—	—	—	+	1 I	1 II	—	—	1—(2) I	1 I
H End	*Linum hirsutum glabresc.*	1 I	—	—	—	1 III	—	—	—	—	1—2 II	1 I	1 II	1 I	—	—	1 I	1 I	—	—	1 I	—	—	—	—	1 III	1 I	+	1 II	1 I	1 I	1 II
H Kt	*Euphorbia seguieriana*	1 V	—	1—3 IV	1—2 IV	1—2 V	2 3	1 V	1 V	1 IV	1—2 V	1 I	1—2 II	1 V	1—2 V	1—3 V	1—4 V	1—3 V	1 V	—	—	1 III	1 III	1—2 I	1 III	1 II	1—2 II	1—2 II	—	1—(3) III	1—(4) IV	1—2 II
H Med	*Alcanna tinctoria*	—	—	—	1—2 III	1—2 III	—	1 III	1 III	1 II	1—2 IV	1—2 II	1 I	1 III	—	1—2 I	1 II	1—3 IV	1 V	+	—	1 I	1 I	—	1 I	—	—	—	—	(1—2 I)	1—(3) II	—
H P	*Onosma arenaria*	1 IV	—	1 III	—	1 III	1 1	1 II	1 I	+	1—2 IV	1—2 III	1 I	1 II	1 I	1 I	1 II	1—2 I	1 I	+	—	1 II	1 II	—	1 II	—	—	—	—	1 II	1—2 II	—
H Pm	*Erysimum diffusum*	1 IV	1 IV	1 III	1 III	1 III	1 1	1 III	—	+	1 III	1—2 II	1—2 V	1 III	1 II	1 IV	1 III	1 IV	1 III	1—2 I	+	1 II	1 II	1—2 II	1 II	+	1 I	1 II	1 I	1 IV	1—2 III	1 I
H Pm	*Alyssum mont. gmelini*	1 V	—	1—2 II	1 I	1 III	—	1 V	1 II	—	1—2 II	1—2 II	—	—	—	1 I	1 I	1 II	1 I	1—2 II	+	—	—	1—2 II	1 II	—	1—2 II	1 I	—	1 II	1—2 II	1 I
H P	*Achillea kitaibeliana*	—	—	—	—	1—2 II	—	1 III	1—3 II	2 I	1—2 III	2—3 IV	—	1 I	—	—	1 I	1—(4) II	—	1—2 III	1 II	—	—	—	1 I	—	—	—	—	—	1—(4) II	—
H End	*Inula salicina dentic.*	—	—	—	—	—	—	—	—	+	1 II	—	—	—	—	1 I	1—2 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1—2 I	—
H Kt	*Silene otites parvifl.*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—
Th Med	*S. conica*	1 II	1 II	1 III	—	1 II	1 2	—	1 II	+	1—2 III	—	—	1 II	1 I	1 I	1 III	1 I	1 I	—	—	1 I	1 I	—	+	—	—	—	—	1 II	1 I	—
G Kt	*Gypsophila paniculata*	1 II	+	1 II	2—3 I	1 IV	—	—	1 I	+	1—(4) II	+	1 I	1 II	—	1 I	—	1 I	1 I	—	—	—	—	—	—	+	1 I	1 I	—	1—3 II	1—(4) I	1 I
Ch End	*Dianthus serotinus*	1 IV	—	1—2 IV	+	1—2 V	—	1 III	1 I	1—2 II	1 IV	1—2 II	1—2 III	—	1 I	1 I	1 II	1—2 I	1 I	—	—	—	—	—	1 II	—	—	—	—	1—2 II	1—2 II	—
G End	*Colchicum arenarium*	—	—	—	—	—	—	1 II	—	1 III	3 I	1—3 I	—	1 I	—	—	1 I	—	—	1—3 I	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	1—3 I	—
G Eua	*Holoschoenus romanus*	1 I	—	—	1 I	1—4 I	1 1	—	—	1—4 III	1 III	—	1—2 III	1 I	1 I	1—2 II	1—(4) III	1 I	1 II	(4—5 V	1—2 III	1—2 V	1—2 V)	1—2 III	1 II	—	—	—	1—3 IV	1 I	1—5 III	1—3 I (1—V)
H Kt	*Koeleria glauca*	1—2 V	—	1 II	1—2 IV	1—3 V	—	1 IV	—	1 III	2 I	1—2 V	1 I	1 III	—	1—3 I	1 I	1—2 II	—	+	1—2 II	—	—	—	1—2 IV	1—2 II	1—3 V	1 IV	—	1—2 III	1—3 II	1—3 III
H Em	*K. pyramidata*	—	1 IV	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—	—
	Spec. ass. *Brometi tectorum*																															
Th Med	*Tribulus terrestris orientalis*	—	—	—	—	+	—	—	—	—	1 I	+	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—
Th Adv	*Erodium neilreichii*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—
Th EuaS	*Plantago indica*	—	—	1—2 I	—	—	—	—	1 I	—	1 I	+	1 I	1 II	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1—2 I	1 I	—
Th Kt	*Anthemis ruthenica*	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—	1 II	—	1 I	1 II	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—
Th EuaS	*Alyseum desertorum*	—	—	—	—	—	1 1	—	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—	—	—	1 I	1 I
Th Kt	*Kochia laniflora*	1 I	—	1 I	—	—	1 2	1 I	1 I	—	1 II	2—(4) II	1 I	1 II	—	1 I	1—2 II	1 I	1 I	—	—	1 I	1 II	—	1—2 I	+	+	—	—	1 I	1—(4) I	1 I
Th P	*Corispermum nitidum*	1 I	—	—	—	—	—	—	1 I	—	1 I	1—2 II	1 I	1 II	—	—	1 I	1—2 II	1 I	—	—	1 I	1 I	—	1 II	1—2 II	+	—	—	1 I	1—2 I	1—(2) I
Th P	*Polygonum arenarium*	1 IV	—	1 II	+	1 II	—	1 III	1 I	1 V	—	1—2 II	—	1 II	—	1 I	1 II	1 II	1 I	—	—	1 I	1 II	—	1 II	1 II	1—2 V	1 II	—	1 II	1—2 II	1—2 III
Th EuaS	*P. patulum s. l.*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	1 II	—	—	—	—	1 I	1 II	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—
Th EuaS	*Bromus tectorum*	1 II	+	—	+	1 I	—	1 I	1 I	—	1 I	2—3 III	—	1 I	2 I	1 I	1—2 I	1—2 II	1 I	2 I	+	—	—	—	—	—	1—3 I	—	—	1 I	1—(3) I	1—3 I
Th EuaS	*B. squarrosus*	1 I	+	1 II	1 II	1 II	—	1 I	1 I	1 II	1 II	—	1 I	1 I	1 I	1 I	1 I	1 I	1 I	—	—	—	—	—	—	—	1—2 II	+	—	1 I	1 I	1—2 I
Th Kt	*Secale silvestre*	—	—	—	—	—	—	1 I	—	—	1 I	2—3 IV	1 I	—	—	—	—	—	—	1—2 II	+	—	—	—	1 II	—	—	—	—	—	1—(3) I	—
Th Cosm	*Tragus racemosus*	—	+	—	1 I	—	1 1	—	1 I	—	1 I	—	—	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1—2 I	—	—	1 I	1 I	1—2 I
	Spec. diff. *Festucetum vaginatae deliblatici*																															
Ch Balc	*Cytisus heuffelii*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	1 I	1 II	—	—	1 I
H End	*Onosma pseudarenaria*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—	—	—	1 I
H Pm	*Echinops banaticus*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1—3 II	1—2 IV	—	—	—	1—3 II
Th Balc	*Silene subconica*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—	—	—	—	1 I
H Balc	*Dianthus giganteiformis*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	+	1 III	—	—	1 I
H Balc	*Festuca wagneri*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	1 I	1—3 IV	—	—	1—(3) II
	Spec. ord. *Corynephoretalia*																															
Ch Em-Kt	*Thymus serpyllum angustifolius*	1 I	1 II	1—2 III	1—3 II	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1—3 II	?	—
Th Em-Kt	*Veronica verna*	—	—	—	—	—	—	1 I	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—
TH Eu	*Jasione montana*	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	1 II	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	1 I	—
H Kt	*Helichrysum arenarium*	1 III	—	1—2 III	—	1—2 II	—	1 II	—	—	1 II	1 I	1—2 I	1 I	—	—	1—2 I	1—2 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1—2 II	1—2 I	—
Th-TH Eua	*Scleranthus annuus*	1 II	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—	—
H Atl	*Corynephorus canescens*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 II	—	—	—	—	—	—	—	—	+	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—
Th Cosm	*Rumex acetosella*	—	+	—	—	—	-.	—	—	1 II	—	+	—	—	—	—	—	—	—	+	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	1 I	—
	Spec. foed. *Festucion sulcatae* resp. ord. *Festucetalia*																															
H Em	*Pulsatilla nigricans*	1 I	—	1 II	—	—	—	1 III	—	—	1 II	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	1 I	—
H Kt	*Potentilla arenaria*	1 V	1—2 IV	1—2 IV	1—2 III	1—2 V	1 1	1—2 IV	1—2 II	1 IV	2—3 V	1—2 II	2—3 V	1 IV	1—4 IV	1 II	1—3 III	1—3 II	1 I	2 V	1—2 II	1 III	1 III	1—2 II	+	+	—	1—2 II	1 II	1—2 IV	1—3 IV	1—2 I
N Kt	*Cytisus ratisbonensis*	—	+	—	—	—	—	—	—	—	1—2 II	—	1 I	1 I	—	—	1 I	1 I	—	1—2 II	1 II	—	1 I	+	+	—	1 I	+	—	+	1—2 I	1 I
Th EuaS	*Medicago minima*	1 II	1 III	+	1 I	1 II	1 1	1 I	1 II	—	1 IV	—	1 I	—	1 I	1 I	1 II	1 II	1 II	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 II	1 I	—
H P	*Anthylis polyphylla*	—	+	—	—	—	—	—	—	—	1 II	—	—	—	1—2 II	—	—	—	—	—	+	1 III	1 I	—	—	—	—	—	—	+	1—(2) I	—
N Alp-Ba	*Dorycnium germanicum*	1 I	—	—	—	1—2 II	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 1	1—2 I	—
H Kt	*Astragalus austriacus*	—	—	—	—	—	1 1	—	—	—	1 I	—	—	1 I	1 I	1 I	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—
H Kt	*A. onobrychis*	1 I	—	—	+	1 I	1 2	1 II	—	—	1—2 III	—	—	1 I	1 I	1 II	1 II	1 I	1 I	—	—	1 II	1 II	1 I	1 II	—	—	—	1 I	1 I	1—2 II	1 I
H P	*A. dasyanthus*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1	1 II	—	—	—	1 I
H P	*A. asper*	1 II	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—	—	—	—	1 I	1 I	—
H Kt	*Oxytropis pilosa*	—	—	—	+	—	—	—	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	1 I	—
H Kt	*Onobrychis arenaria*	—	—	—	—	—	—	+	1 I	—	1 III	—	—	1 I	—	1 I	1—(3) I	1 I	—	—	—	1 II	1 I	1 I	—	1 II	+	1 II	1 III	—	1—(3) I	1 II
H Med	*Trinia glauca*	1 I	—	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 1	1 I	—
H Kt	*Seseli hippomarathrum*	+	—	—	—	—	—	1 I	+	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	1 I	—
H Pm	*S. varium*	—	—	1 I	—	—	—	1 I	—	—	1 I	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	1 I	1 I	—
H Med	*Asperula cynanchica*	+	1 II	+	—	1 II	—	1 I	+	—	1—2 IV	1 II	1 II	1 II	1 III	1 III	1—2 IV	—	—	—	1 II	1 IV	1 II	1—2 II	—	—	—	—	—	1 I	1—2 II	—
Th Med	*Galium pedemontanum*	+	—	—	—	+	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—	—
H Kt	*Scabiosa canescens*	1 II	—	1 II	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—	—
H P	*Linum austriacum*	—	—	—	+	—	—	—	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	1 I	—
H Pm	*Stachys recta*	—	1 III	—	—	—	1 2	—	—	1 I	1 II	1—2 II	—	1 II	—	—	1 I	1 II	1 I	—	—	—	—	—	+	—	1 I	+	—	1 I	1—2 I	1 I
Ch Kt	*Thymus marschallianus*	—	—	—	2 I	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 II	2 I	1 I	1 I
H Kt	*Linaria genistifolia*	1 II	1 II	1 III	+	+	—	1 I	1 I	—	1 III	1 II	1 II	1 I	1 I	—	1 I	—	—	1—2 II	—	—	1 I	1 I	1 I	—	—	—	—	1 II	1 I	—
H Em	*Veronica spicata*	—	—	--	+	+	—	1 I	+	—	1 II	1 II	1—2 I	1 I	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	+	—	—	—	—	—	+	1 I	—
Th Pm	*Odontites lutea*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 II	—	—	1 I	—	—	—	—	1 III	1 II	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—
G Pm	*Orobanche arenaria*	—	—	—	—	—	—	1 I	—	—	1 I	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—
Th Kt	*Rhinanthus borbásii*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—
H Med	*Globularia aphyllanthes*	1—2 II	—	—	+	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1—2 I	—	—
Ch-H Med	*Helianthemum nummular.*	—	—	—	—	—	—	—	—	2 I	1—2 II	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	1 II	—	1 I	—	—	—	—	—	1 V	—	1—2 I	1 II
N Med	*Fumana procumbens*	1—3 III	1 V	1—3 II	1—3 IV	1 III	—	1—2 V	1—2 III	2—3 II	2 III	1—3 II	2 II	1 IV	1 I	1 III	1—2 I	1—2 IV	1—5 V	—	—	1 I	1 I	1—2 II	1—2 IV	1—3 V	—	—	—	1—3 IV	4—5 III	1—3 II
H Cp	*Viola rupestris*	—	—	—	—	—	—	—	—	+	1 I	—	—	1 I	—	—	1 I	—	—	—	—	1 I	1 I	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—
Th Med	*V. tricolor minima*	1 I	—	—	—	1 I	—	—	—	—	1 I	1 II	—	—	—	—	—	—	—	2 III	—	—	—	—	—	—	1 I	1 II	—	1 I	1—2 I	1 I
H Kt	*Campanula sibirica*	1 II	—	—	—	1 I	—	—	—	—	1 II	—	—	—	1 I	1 I	—	—	—	—	—	1 II	—	—	—	—	—	—	1 I	1 I	1 I	1 I
H Pm	*Aster linosyris*	—	—	—	—	—	—	1 II	+	—	1 II	—	—	1 II	—	—	1 I	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—
H Pm	*Jurinea mollis*	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	1 II	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	1 I	I —
TH-H Em	*Centaurea rhenana*	1 I	—	—	1 IV	1 I	1 1	—	+	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 II	1 I	—
TH-H EuaS	*C. micranthos*	1 II	1 V	—	—	+	—	—	1 III	—	1 I	1—2 II	—	—	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	1—2 II	—	—	—	—	—	1 II	1—2 I	—
H End	*C. sadleriana*	+	—	—	—	—	1—2 2	—	—	—	1 II	1 I	1 I	—	—	—	—	—	—	—	1 I	1 I	—	—	—	—	—	—	—	+	1 I	—
H EuaS	*Chondrilla juncea*	—	—	—	—	1 II	—	—	—	1 II	1 II	—	—	—	—	1 I	1 I	—	—	—	—	—	—	—	1 II	—	—	—	—	—	1 I	—
H Eu	*Taraxacum laevigatum*	—	—	—	—	1 III	1 1	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—
H EuaS	*Hieracium echioides*	1 II	+	1 II	—	1 I	—	—	—	1 I	1 II	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—	—	—	+	1 I	—	—	1 I	1 I	1 I
TH-H Eua	*Thesium ramosum*	1 II	1 II	—	—	1 I	—	—	—	1 I	1 II	—	1 I	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	1 II	1 I	1 I
H Kt	*Silene otites s. l.*	1 V	1 V	1—3 IV	1 I	1 V	1 2	1 II	1 I	1 IV	1 V	1 I	1 I	1 III	1 II	1 IV	1—2 IV	1—2 V	1 IV	—	1 II	1 II	1 II	—	1 III	1 I	1 I	1 I	1 I	1 IV	1—2 III	1 I
Th Med	*Cerastium semidecandrum*	1 III	1 III	1 II	—	1 II	2 4	1 II	1—2 II	—	1—2 III	1 II	—	1 II	1 I	—	1 II	1 II	1 II	1 II	—	—	—	—	1 I	1 I	1 I	+	—	1 II	1—2 II	1 I
H Pm	*Minuartia setacea*	—	—	—	+	1 IV	—	1 II	—	—	1 II	—	1—2 II	1 II	—	—	1 I	1 I	1 I	—	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	+	1 I	—
Th P	*M. glomerata*	—	—	—	1 IV	—	—	—	—	—	1 II	—	—	1 II	—	1 III	1 I	1 II	—	—	—	—	—	—	1 I	1—2 III	1—2 III	—	—	1 II	1 I	1—2 II
Th Med	*M. fastigiata*	1 I	—	1 I	—	1 II	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	1 I	—
G P	*Iris flaviss. arenaria*	—	—	—	—	1 I	—	1 I	+	—	1—2 II	+	1 I	1 I	—	—	1—4 I	1—2 II	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1—2 I	—
G Pm	*Allium moschatum*	—	—	—	—	—	—	1 I	+	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—
G Med	*A. sphaerocephalum*	1 II	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	+	1 I	1 I	—	1 I	1 I	—	—	+	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	1 I	—
G Med	*Anthericum liliago*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—
G Eua	*Carex praecox*	1 I	—	—	—	—	—	—	1—2 III	—	—	1—3 II	—	—	—	—	—	—	—	2 II	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	1 I	1—3 I	1 I
G Eua	*C. liparicarpos*	1 IV	1—2 V	2 I	1 II	1—2 IV	—	1—2 V	+	1—2 III	2 III	1 I	1 I	1 III	—	2—3 I	1—2 III	1—2 III	1 II	—	—	1 II	1 II	—	1 II	—	—	—	—	1 IV	1—3 III	—
G Cp	*C. stenophylla*	1 I	—	—	1 I	—	—	—	+	—	2 III	—	—	1 I	2—3 I	—	1 I	—	—	+	—	1 II	1 II	—	—	—	—	—	—	1 I	1—3 I	—
G Kt	*C. humilis*	—	—	—	1 I	+	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	1 I	+	1 I
H Eua	*Festuca sulcata*	1 III	1 I	—	3 I	1—2 II	—	—	—	—	2 I	1 II	1 I	1 I	1 I	—	2 I	—	—	—	—	—	—	1 I	—	—	—	—	—	1—3 II	1—2 I	—
H Kt	*F. pseudovina*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1—2 II	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1—2 I	—
H End-Ba	*F. stricta*	—	—	—	—	—	—	—	—	1—2 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1—2 I	—
H Kt	*Stipa capillata*	1—2 III	2 I	1 I	1—5 V	1 III	—	+	+	1—3 IV	1—5 II	1 II	2—3 V	1—2 II	3 I	1—2 I	1—5 V	1 I	1 I	—	—	—	—	—	1 III	—	1—3 I	1—3 II	—	1—5 IV	1—5 II	1—3 I
H Kt	*S. pennata*	1—3 IV	3 I	1—2 III	1—4 III	1—3 IV	—	1—4 III	1—5	—	1—5 IV	—	3 IV	1 II	1 I	1 I	—	1—5 V	1 II	—	—	—	—	—	+	1—2 II	1 II	2—4 V	—	1—4 III	1—5 II	1—4 III
H EuaS	*Chrysopogon gryllus*	1—3 I	—	—	—	+	—	+	—	—	—	+	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	—	+	+	—	1 I	1 I	1 I

Tableau II (cont.)

		1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28	arrab.	danub.	delib.
	Spec. aliae																															
M Cp	*Juniperus communis*	—	—	1 I	+	—	—	3 I	—	—	1—2 II	—	1—2 I	1—2 II	—	—	1—2 I	1—2 III	1 I	—	—	2 II	2 II	—	3—5 V	1 I	—	—	—	1 I	1-3(5)I-II	1 I
M Eu	*Berberis vulgaris*	—	—	—	—	—	—	+	—	—	—	1 I	—	1 I	—	—	1 II	—	—	1 I	—	1 II	1 II	—	+	—	—	—	—	—	1 I	—
M Eu	*Crataegus monogyna*	—	—	—	—	—	—	+	—	—	—	1 I	—	1 I	—	—	1 I	1 I	—	—	1 I	1 II	1 II	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—
H Kt	*Thalictrum minus*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 II	—	—	1 I	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	+	—	—	—	—	—	—	1 I	—
H EuaS	*Potentilla recta*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 II	2 I	1—2 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1—2 I	—
H Cp	*P. argentea*	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	1 II	—	—	—	—	—	1—2 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	1—2 I	—
H EuaS	*Sanguisorba minor s. l.*	1 I	—	—	—	1 III	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—	—	—	—	1 I	1 I	—
H Eu	*Sedum maximum*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	1 II	—	—	+	—	—	—	—	—	—	1 I	—
Th Med	*S. hispanicum*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	1 I	—	—	—	—	1 I
Ch Eua	*S. acre*	1—2 III	+	+	+	+	—	1 I	—	—	—	—	—	1 I	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 II	1 I	—
Ch Em	*S. sexangulare*	1 III	1—2 V	—	+	1 II	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	—	—	—	—	1 II	1—2 I	—
Th EuaS	*Saxifraga tridactylites*	—	1 III	—	+	—	—	1 I	1 I	—	1 I	+	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	1 I	—
N P	*Cytisus austriacus*	1 II	—	—	—	1 I	1 1	—	1 I	—	1 I	—	—	1 I	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	1 I	—
H Em	*Ononis spinosa*	—	—	—	—	—	—	—	—	2 I	1—2 III	—	1 I	1 I	1—2 II	1 II	1—2 II	—	—	—	—	1 III	1 II	1 I	+	—	—	—	—	—	1—2 I	—
H EuaS	*Medicago falcata*	—	1 I	1 I	—	—	1 1	—	—	+	—	—	—	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	1 I	—
H Kt	*Trifolium montanum*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—	—	1 I	—	—	1 I	—	—	—	—	1 I	1 I	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—
Th Eua	*T. arvense*	—	—	1 I	—	—	—	—	1 II	—	1 I	1—2 I	1—2 II	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	1—2 I	—
H Eua	*Lotus corniculatus*	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	1 I	1 I	1 I	1 I
H Em	*Coronilla varia*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 II	—	+	—	—	—	—	1—2 II	—	1 I	1—2 I
Th Eu	*Vicia lathyroides*	—	1 IV	—	—	—	—	—	—	—	1 I	+	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	1 I	—
MM Adv	*Robinia pseudacacia*	—	+	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	2 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	2 I	—
TH Adv	*Oenothera biennis*	—	+	—	1 I	1 II	—	+	1 I	1 II	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	1 I	—
H-Ch Eua	*Polygala comosa*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 II	—	—	1 I	1 I	—	1 I	—	—	—	—	1 I	1 I	—	—	—	—	—	1 II	—	1 I	1 I
H Pm	*Eryngium campestre*	1 I	1 III	1 I	1 III	1 IV	1 1	1 II	1 II	1 IV	1 V	1 III	1—2 III	1 III	1—2 III	1—2 IV	1 IV	1 II	1 I	1—2 V	1—2 I	1 I	1 II	1—2 II	1 I	—	—	—	—	1 II	1—2 III	—
H EuaS	*Pimpinella saxifraga*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—	—	—	1 I	—	—	—	1—2 II	1 II	—	1 II	—	—	—	—	1 II	—	1—2 I	1 I
H Kt	*Seseli annuum*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	1 I	—	—	—	—	1 I	—	—	—	1 I	1 II	—	—	—	—	—	—	1 III	—	1 I	1 I
H Eu	*Peucedanum oreoselinum*	1 I	+	+	+	1 II	—	—	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 II	—	—	—	—	1 I	1 I	—
TH-H EuaS	*Falcaria vulgaris*	—	—	—	+	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—	1 I	1—2 I	—	—	—	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	+	1—2 I	—
H Eua	*Galium verum*	1—2 III	—	—	II	1 I	—	1 I	+	1 III	1—2 III	1—2 III	1—2 I	1 I	1—2 I	1 II	1—3 II	1 I	—	1—2 IV	1—2 III	1 III	1 III	1—2 III	+	1—3 II	1—3 IV	—	1 III	1—2 II	1-3 II-III	1—3 III
H Eu	*Knautia arvensis*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 II	—	—	—	1 I	—	—	—	—	—	1—2 I	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	1—2 I	—
H Kt	*Scabiosa ochroleuca*	1 II	1 IV	—	+	+	1 1	1 I	—	—	1 II	1 II	1 I	1 V	1 II	1—2 III	1—2 IV	1—2 IV	1 III	1—2 III	1—2 II	1 V	1 V	1—2 II	1 III	—	—	1 I	1 V	1 II	1—2 III	1 II
H-G EuaCosm	*Euphorbia cyparissias*	1 V	1 III	1 III	1 III	1 III	1 2	1 III	1 I	1 III	1 V	1 II	1—2 V	1 III	1 III	1 III	1—2 III	1—2 I	1 I	1—2 II	1 II	1 IV	1 IV	1—2 III	—	—	1 I	—	—	1 IV	1—2 III	1 I
H EuaS	*Cynanchum vincetoxicum*	—	—	—	—	—	—	1 I	1 I	—	1 II	1—2 II	1 I	1 I	—	1 I	1 I	—	—	—	1—2 II	—	1 I	—	+	—	—	—	—	—	1—2 I	—
TH-H Pm	*Anchusa officinalis*	1 I	—	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	1 I	—
Th-EuaS	*Myosotis stricta*	—	1 II	—	—	—	—	—	1 I	—	—	1—2 II	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	1—2 I	—
Th Eua	*Lithospermum arvense*	1 I	+	—	—	—	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	1—2 II	1—2 I	—	+	—	—	—	—	—	—	1 I	—	—	1 I	1—2 I	1 I
H EuaS	*L. officinale*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 II	1 I	—	—	—	—	—	1 I	—	1 I	1 I
Ch Med	*Teucrium montanum*	—	—	—	+	1 I	—	1 II	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	1 I	—
Ch Med	*T. chamaedrys*	1—2 III	1 II	1 III	—	1—2 III	—	+	—	—	1 II	1 I	1 I	1 II	—	—	1—2 I	1—2 II	—	2 IV	1—2 I	—	—	—	—	—	—	—	1—2 III	1—2 II	1—2 II	1—2 II
H Pm	*Salvia pratensis*	—	+	—	—	—	—	—	—	—	1 II	—	—	—	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	1 I	—
Th-TH Med	*Satureja acinos*	1 III	—	1 II	—	1 II	—	—	—	—	1 III	—	—	1 I	1 I	—	1 I	1 I	1 I	—	—	—	—	—	—	—	1—2 II	1 III	—	1 I	1 I	1—2 II
Ch Kt	*Thymus glabrescens s. l.*	1—2 III	—	1 I	—	1—3 V	1 2	1—2 IV	1—2 V	+	1—2 V	1—3 III	1—2 II	1 III	1 II	1 III	1—2 IV	1—2 III	1 II	2 I	—	1 I	1 II	2 II	+	1 I	1 I	1 II	—	1—2 II	1—3 III	1 I
Ch Eua	*Solanum dulcamara*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	1 I	—	—	—	—	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—
TH Eu	*Verbascum lychnitis*	—	+	—	—	—	—	—	—	1 IV	1 III	—	1 I	1 I	—	1 I	1 II	—	—	+	1—2 I	1 II	1 I	1—2 II	—	—	1 I	1 II	—	+	1 I—II	1 I
Th Eua	*Veronica triphyllos*	1 II	1 II	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	2 II	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	1—2 I	—
Th Med	*V. praecox*	1 II	—	—	—	—	—	—	—	—	1 II	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	1 I	—
Th Em	*Euphrasia stricta*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—	1—2 I	—	—	—	—	1 III	1 I	—	—	—	—	—	1—2 I	—	1—2 I	1—2 I
G Kt	*Orobanche major*	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—	+	—	1 I
Th Cp	*Erophila verna*	—	+	—	+	—	—	1 I	1 II	—	1 II	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	1—2 I	—	+	1 I	1—2 I
H—Eua	*Camelina microcarpa*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 II	—	—	—	1 I	1 I	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—
Th TH Eu	*Alyssum alyssoides*	—	—	—	+	—	—	—	—	—	1 II	—	—	—	1 I	—	1—2 I	1—2 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	1—2 I	—
Th-TH Eua	*Berteroa incana*	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	+	—	—	—	—	—	—	+	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	+	—
H Em	*Helianthemum ovatum*	1 III	—	1 I	1 I	1 I	—	1 IV	—	1 II	—	—	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 II	1 I	—
H Cp	*Solidago virga-aurea*	—	—	—	—	—	—	—	—	1 II	1 I	1—3 III	1 I	1 II	—	—	1 II	1—2 III	1 I	1—2 I	1 I	1 III	1 III	—	1 II	—	—	—	1 I	—	1—3 II	1 I
TH Cp	*Erigeron acer*	—	—	1 I	—	—	1 1	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—	—	—	—	1 II	1 II	—	—	—	—	—	—	1 I	1 I	—
Th Adv	*E. canadensis*	—	1 II	—	—	—	—	—	+	—	1 I	—	—	1 II	1 I	1 I	1 II	1 I	—	+	—	—	1 I	—	1 II	—	—	—	—	1 I	1 I	—
H Eua	*Achillea millef. collina*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—	1 II	1 I	—	—	1—2 II	1 I	1 I	—	—	—	—	—	1 I	—	1 I	1 I
Ch Kt	*Artemisia campestris*	1 III	1—2 V	1 II	1 I	1 III	1—2 3	1 III	1 II	2 II	1—2 V	1—2 II	2 II	1 IV	1 III	1 II	1 III	1 IV	1 II	1 I	—	1 II	1 I	—	1 I	1 II	1—4 II	1 IV	—	1—2 III	1—3 III	1—4 III
Th Eua	*Carduus nutans*	3 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	3 I	—	1 I
Th Eua	*Carlina vulg. intermedia*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	1 I	—	1—2 II	—	—	—	—	1 III	1 II	—	—	—	—	—	—	—	1—2 I	—
H Em	*Centaurea pannonica*	1 II	—	—	—	1 II	—	—	—	+	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	1 I	1 I	—
H Eua	*Leontodon hispidus*	+	—	—	—	—	—	—	+	1 I	1 II	—	1 I	—	1—2 II	—	1 I	—	—	—	—	1 II	1 I	—	+	—	—	—	—	+	1 I	—
TH Eua	*Tragopogon orientalis*	—	—	—	+	—	—	—	—	1 II	1 I	+	—	—	—	1 II	1 II	—	—	—	—	1 I	1 I	—	—	—	—	—	1 II	+	1 I	1 I
H Eua(Cosm)	*Taraxacum officinale*	1 II	—	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 II	—	—	—	—	1 II	1 II	—	+	—	—	—	—	1 I	1 I	—
Th Eua	*Crepis tectorum*	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	1 III	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	—	—	—	—	+	1 I	—
Th Pm	*C. rhoeadifolia*	—	—	—	1 II	—	1 1	+	+	—	1 II	—	—	1 II	1 III	1 II	1 II	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1—2 II	+	—	1 I	1 I	1 I
H Eu	*Hieracium pilosella*	1 III	—	1 I	—	—	—	—	—	1—2 I	1 II	—	—	—	1—3 I	—	—	—	—	—	—	1 I	1 I	—	+	—	—	—	—	1 I	1—3 I	—
H Cp	*H. umbellatum*	—	—	—	—	—	1 1	—	—	—	1 II	—	—	—	1 II	—	1—2 II	—	—	—	—	1 III	1 II	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—
H Kt	*H. bauhinii*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1—2 I	—	1 II	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1—2 I	—
H Eua	*Hypericum perforatum*	1 I	1 III	—	—	—	—	—	—	1 I	1 I	+	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	1 I	—	+	+	+	—	1 I	1 I	+
Th Eua	*Melandrium album*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—
Th Pm	*Tunica prolifera*	—	—	—	—	1 I	1 1	—	—	—	1 I	+	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—
H Med	*T. saxifraga*	—	1 IV	1 I	—	—	1 1	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	1 I	1 I	1 I	1 I	1 I
H End-Ba	*Dianthus pontederae*	1 I	—	—	—	1 I	—	—	—	—	1 I	1 I	1 I	1 I	—	1 I	1 II	—	—	—	+	1 I	1 I	—	—	—	—	—	—	1 I	1 I	—
Th Eua	*Holosteum umbellatum*	1 I	—	—	+	—	—	1 I	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	—	—	—	—	—	1 I	1 II	+	—	1 I	1 I	1 I
Th Eua	*Arenaria serpyllifolia*	1 II	+	—	1—2 III	—	—	1 II	1 II	—	1 II	1 II	—	1 II	1 I	—	1 II	1 I	1 I	—	—	—	1 I	—	1 II	1 I	1 I	—	—	1—2 II	1 I-II	1 I
H-Ch Cp	*Minuartia verna*	1 V	—	1 III	+	1 IV	—	1 III	1 II	1—2 IV	1—2 III	—	1 I	1 I	1 I	1 I	1 II	1—2 II	1 I	—	—	1 II	1 II	—	1 III	1—2 III	+	+	—	1 II	1—2 II	1—2 I
Th EuaS	*Salsola kali ruthenica*	—	—	—	+	+	—	—	1 II	—	1—2 II	+	1 II	1 II	1 I	—	1—2 III	1 I	—	+	—	1 I	1 I	1 I	1 I	—	—	—	—	+	1—2 I-II	—
H Em-Kt	*Thesium linophyllon*	—	—	—	1 II	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	+	—
MM Eu	*Quercus robur*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1—2 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	—	—	—	—	—	1—2 I	—
MM EuaS	*Populus alba*	—	—	—	1 I	—	2 2	4 I	—	—	1—2 III	1—3 II	1—2 III	1—2 II	1—5 II	1 I	1—2 II	1—2 I	—	—	1—2 I	2 II	2 II	—	—	—	—	—	—	1 I	1—3(5)II	—
MM Eua	*P. nigra (culta)*	—	—	—	—	—	1 1	—	—	—	1—2 I	1 I	—	—	1 I	—	—	1—2 I	—	—	—	—	—	—	1 I	—	—	—	—	—	1—2 I	—
M Eua	*Salix rosmarinifolia*	—	—	—	+	—	—	1 I	—	3—4 I	2—3 II	—	2—3 IV	2 I	1 I	1 II	1—2 I	1 I	—	2—3 II	3—4 V	2—3 V	2—3 V	2—3 V	—	—	—	—	1—4 V	+	1-4 II-III	1—4 II
G EuaS	*Asparagus officinalis*	—	—	—	+	1 II	1 1	+	+	—	—	1 I	1 I	—	—	1 I	—	—	—	1—2 II	—	1 I	1 I	—	1 II	—	—	—	—	+	1 I	—
G Med	*Allium flavum*	—	—	—	—	1 I	—	—	—	—	—	+	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—
G Eua	*Carex caryophyllea*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	—	2 I	—	—	—	+	2 I
G EuaS	*Agropyron intermedium*	—	+	—	1 II	—	—	—	—	+	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	—	—	—	—	—	1 I	+	—
Th Eua	*Bromus mollis*	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1—2 II	—	—	—	—	—	—	—	2—3 II	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	1—3 I	—
H EuaS	*Poa bulbosa*	1 III	1 II	1 I	—	1 III	—	1—2 III	1 III	1 III	1 I	1—2 II	1 I	1 II	—	—	1—2 III	1—2II	1 I	1—3 II	—	—	1 II	—	—	1—3 III	1—3 III	1—3 V	1—2 II	1—3 III	1—2(3)II	1—3 IV
H EuaS	*P. pseudoconcinna*	—	—	—	1—3 IV	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1—3 I	—	—
H Cp	*P. angustifolia*	1 II	—	—	—	1 I	—	+	—	1 II	1—2 III	—	—	—	1—3 III	1—2 I	1 I	—	—	—	—	1 II	1 II	—	—	—	—	—	—	1 I	1—3 I	—
H Cp	*P. compressa*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—	—	—	1—3 II	—	1 I	1 I	—	—	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	1—3 I	—
H Eua	*Dactylis glomerata*	1 II	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	1 I	—	—	—	—	—	—	1 I	1 I	—
Th Eua	*Setaria viridis*	—	—	—	+	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	—	1 I	—	—	+	1 I	1 I
H Med	*Melica ciliata (transs.)*	—	—	—	+	1 I	—	—	—	(1I)	—	—	—	—	1—2 I	—	—	—	—	+	1—2 II	—	—	1—2 I	—	—	—	—	—	+	1—2 I	—
G Cosm	*Cynodon dactylon*	—	1 IV	—	1—2 IV	1 IV	1 1	1—2 II	1 II	1 V	1—2 II	1 I	1—2 II	1 III	1—3 I	1—2 I	1—4 III	1—2 I	1 I	+	—	1 I	1—2 III	—	—	—	1—2 I	—	—	1—2 II	1—4 II	1—2 I
H Kt	*Koeleria gracilis*	—	—	—	1—2 III	—	—	1 I	+	—	1—2 IV	+	—	1 I	1—4 IV	1—3 V	1 II	1—3 III	—	1—2 I	—	1 II	1 II	—	—	—	—	—	1 I	1—2 I	1—4 II	1 I
H Cp	*Agrostis alba*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1—2 II	—	—	—	+	1 III	1 II	—	—	—	—	—	—	—	1—2 I	—
H-G Eua	*Calamagrostis epigeios*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1—3 II	+	—	1 I	1—5 II	1—3 II	1—2 III	1 I	1 I	+	1—3 III	1 V	1 III	2—4 V	—	—	—	—	—	—	1—5 II	—
H EuaS	*Phleum phleoides*	1 III	1 II	+	1 II	—	—	1 I	—	—	1 IV	1 I	1 II	1 I	1—2 I	1—2 III	1—3 II	1 I	—	1—2 I	1—2 II	1 II	1 II	1 I	—	—	—	—	1 II	1 II	1—2(3)II	1 I
H EuaS	*Andropogon ischaemum*	—	+	—	1 I	—	—	—	1—2 I	—	1—2 III	—	1 I	1 II	1—5 II	1 I	1—4 III	1—2 II	1 II	—	—	1—2 V	1 III	—	—	1 II	1—3 I	+	—	1 I	1—5 II	1—3 I
	Barbula convoluta	—	—	—	—	1 I	—	1 I	+	—		—	—							—	—				—	—	—	—	—	—	1 I	—
	Syntrichia ruralis	1—2 III	1—4 V	1—2 IV	1—3 IV	1—3 IV	1 III	1—2 III	1—5 IV	1—2 I		2—3 IV	2—4 V							1—2 III	1—2 III				—	1—2 II	1—4 III	1—4 V	—	1—4 IV	1—5 IV	1—4 III
	Campthothecium lutesc.	—	—	—	3 I	2 I	—	—	—	—		—	—							—	—				—	—	—	—	—	3 I	2 I	—
	Tortella tortuosa	1—2 III	—	1 I	—	—	—	—	—	—		—	—							—	—				—	3—4 II	1—4 II	2—3 V	3 I	1—2 I	1 I	1—4 III
	T. inclinata	1—2 II	—	1 I	1 I	1 III	1 I	1 II	1 I	—		1 I	1 I							—	—				—	—	—	—	—	1—2 I	1 I	—
	Thuidium abietinum	—	1—2 II	—	—	—	—	—	—	—		—	—							—	—				—	—	—	—	—	1—2 I	—	—
	Ceratodon purpureus	—	—	—	1—2 I	—	—	3 I	1 I	1 II		1 I	1 I							—	—				—	—	—	—	—	1—2 I	1—3 I	—
	Encalypta vulgaris	—	—	—	1 I	—	—	1 I	—	—		—	—							—	—				—	—	—	—	—	1 I	1 I	—
	Bryum sp. (argenteum)	—	(+)	—	—	—	—	1 II	—	1 III		—	1 I							—	—				—	—	—	—	—	+	1 I	—
	B. caespitosum	—	—	—	1—3 IV	—	—	—	—	—		—	—							—	—				—	—	—	—	—	1—3 I	—	—
	Pleurochaete squarrosa	—	—	—	1	—	1 I	—	—	—		—	—							—	—				—	—	—	—	—	1 I		
																				—	—				—	—	—	—	—	1—3 I	1—3 I	—
	Cladonia foliacea	1—2 III	—	1 III	—	—	—	1 III	1—2 II	3 I	—	2—3 IV	1 I							1—2 II	—				—	1—3 II	1—2 I	1 I	—	1—2 I	1—3 I	1—3 I
	C. furcata	1 II	—	+	—	—	—	—	—	—	—	1—2 II	—							—	—				—	—	—	—	—	1 I	1—2 I	—
	C. magyarica	—	1—2 III	—	—	—	—	1 I	—	2 II	—	1—2 I	1 I							1 I	—				—	—	—	—	—	1—2 I	1—2 I	—
	C. subrangiformis	—	—	—	1—2 I	—	—	1 II	+	—	—	—	—							—	—				—	—	—	—	—	1—2 I	1 I	—
	C. rangiformis	—	—	—	—	—	—	—	—	+	—	—	1 I							—	—				—	—	—	—	—	—	1 I	—
	Parmelia pokornyi	1—2 I	—	1 II	—	1—2 III	—	—	—	—	—	1 I	1 I							—	—				—	—	—	—	—	1—2 I	1—2 I	—
	P. conspersa	—	—	—	—	1 II	—	—	—	—	—	—	1 I							—	—				—	—	—	—	—	—	1—2 I	—
	Squamaria lentigera	—	—	—	—	—	—	1—2 II	—	—	—	—	1 I							—	—				—	—	—	—	—	—	1—2 I	—
	Tononia coerul.-nigric.	—	—	—	2 I	—	—	1 I	—	—	—	—	—							—	—				—	—	—	—	—	2 I	1 I	—
	Cornicularia tenuissima	—	—	—	—	—	—	—	1 II	—	—	—	—							—	—				—	—	—	—	—	—	1 I	—

Tableau III. Festuceto-Corynephoretum

		1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	A—D K
	Spec. char. ass.											
Th Alt-Bor	*Viola tricolor sabulosa*	1 II	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	1 I
Th Pm	*Minuartia viscosa*	—	—	—	1—3 III	1 IV	—	—	—	1 I	—	1 I—II
Th Med	*Spergula pentandra*	—	—	—	1 I	—	+	—	—	1 I	—	1 I
	Cornicularia aculeata	—	—	+	1 I	—	—	—	—	—	—	1 I
	Spec. ord. *Corynephoretalia*											
H Atl	*Corynephorus canescens*	1—3 IV	1—2 III	2—4 V	1 III	1—4 V	1—3 V	1—4 IV	2—3 V	1—5 IV	1—2 III	1—5 V
Th Atl-M	*Galium parisiense*	—	—	—	—	1 II	1 II	—	—	—	—	1 I
Ch Em-Kt	*Thymus serp. angustifol.*	1—2 IV	1—2 III	1—2 V	1—3 V	1—2 III	1—3 III	1—3 IV	—	—	—	1—3 III
Th Em-Kt	*Veronica verna*	—	1—2 I	1—2 II	—	1 II	1—2 V	—	—	—	—	1—2 I—II
Th Em-Kt	*V. dillenii*	1—3 III	—	—	1 II	—	—	—	—	1 I	1 II	1—3 I
TH Eu	*Jasione montana*	—	1 III	1—2 II	1 II	1—2 V	1—2 V	1 II	1 II	1—2 I	—	1—2 III
H Kt	*Helichrysum arenarium*	1 I	1—2 III	1 II	1 III	1—2 I	1 III	—	—	1 I	—	1—2 II
Th Eua	*Filago minima*	—	—	—	1 I	—	1 II	—	—	—	—	1 I
Th Med	*F. germanica*	—	1 I	—	—	1 II	1 II	—	—	—	—	1 I
Th Eu	*Crepis capillaris*	—	—	—	—	1 II	1 II	—	—	—	—	1 I
Th-TH Eua	*Scleranthus annuus*	—	—	—	—	1 I	1 I	—	—	—	—	1 I
Th Eua	*Herniaria glabra*	—	—	—	—	1 II	—	—	—	—	—	1 I
Th Med	*H. hirsuta*	—	—	—	—	1 I	—	—	—	—	—	1 I
Th Cosm	*Spergula arvensis*	—	—	—	—	1 I	—	—	—	—	—	1 I
Ch Em	*Armeria elongata*	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I
Th Cosm	*Rumex acetosella*	—	1 II	—	1 III	1—2 V	1—2 IV	1 II	1 I	1—2 II	—	1—2 II
G Kt	*Carex ericetorum*	—	—	—	—	1 I	—	—	—	1 I	—	1 I
Th Atl-M	*Aira caryophyllea*	—	—	—	—	—	1 II	—	—	—	—	1 I
	Spec. foed. *Festucion vaginatae*											
H End-Ba	*Festuca vaginata*	1—3 V	2—3 V	1 I	1—4 V	1—4 IV	1—3 V	1—3 IV	1 I	1—5 V	1—2 III	1—5 IV
G Cosm	*Equisetum ramosissimum*	1 I	1 I	—	—	—	—	—	—	1—2 II	—	1—2 I
H Kt	*Peucedanum arenarium*	—	—	—	—	+	2 I	—	1—2 I	—	—	1—2 I
H End	*Linum hirsutum glabresc.*	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—	—	1 I
H Kt	*Euphorbia seguieriana*	1 II	1 III	1 II	1—2 III	1 V	1—2 IV	—	1 II	—	—	1—2 III
H Med	*Alkanna tinctoria*	—	—	—	—	—	—	—	2 II	—	—	2 I
H P	*Onosma arenaria (ssp. tuberculata)*	—	—	—	—	1 I	—	1 I	2 II	(1 I)	—	1—2 I
H Pm	*Erysimum diffusum*	—	—	—	1 I	1 V	1 II	—	1 II	1 II	—	1 II
H Pm	*Alyssum montanum gmelini*	—	—	—	—	—	1—2 II	1—2 II	1—2 I	1—2 I	—	1—2 I
H P	*Achillea kitaibeliana*	—	—	—	—	—	—	—	2—3 III	—	—	2—3 I
H P	*Tragopogon floccosus*	—	—	—	—	—	—	1 I	—	—	—	1 I
Ch End	*Dianthus serotinus*	1—2 III	1—2 IV	—	—	1 I	1 II	—	—	—	—	1—2 II
G Kt	*Gypsophila paniculata*	—	—	—	—	+	1 II	—	—	1—2 II	—	1—2 I
Th Med	*Silene conica*	—	—	—	—	1 II	1 II	—	—	1 I	—	1 I
G End	*Colchicum arenarium*	—	—	—	—	—	—	—	1—3 I	—	—	1—(3) I
G Eua	*Holoschoenus romanus*	1—2 II	—	—	—	—	3—4 I	—	1 I	+	—	1—(4) I
H Kt	*Koeleria glauca*	1—2 III	—	—	—	+	1—3 IV	1 I	1—2 III	1 I	—	1—3 II
	Spec. ass. *Brometum tectorum*											
Th Med	*Tribulus terrestris*	—	—	—	—	—	—	—	2 II	—	—	2 I
Th EuaS	*Plantago indica*	—	—	—	1 II	—	+	1—4 III	—	—	1—2 III	1—4 I
Th Kt	*Anthemis ruthenica*	—	1 I	1 I	1 I	1 V	1—2 IV	1 II	+	1—2 III	1 I	1—2 II
Th Kt	*Kochia laniflora*	—	—	—	—	—	—	1—2 I	3—4 II	1—2 II	1—2 II	1—4 I
Th P	*Corispermum nitidum*	—	—	—	—	—	—	1 I	1—2 III	—	—	1—2 I
Th P	*Polygonum arenarium*	—	—	—	—	—	—	1 I	2 II	1—2 II	1—2 II	1—2 I
Th EuaS	*Bromus tectorum*	1—2 II	—	—	—	1 III	1 II	1 II	2 II	1 II	2 I	1—2 I I
Th EuaS	*B. squarrosus*	—	—	—	1 I	1 III	1—2 II	—	—	1 I	—	1—2 I
Th Kt	*Secale silvestre*	—	—	—	—	—	1—2 II	—	2—3 II	—	—	1—3 I
	Spec. ord. *Festucetalia*											
H End-Ba	*Pulsatilla grandis*	—	—	—	—	+	1 II	—	—	+	—	1 I
H Em	*P. nigricans (hungarica)*	—	—	—	—	—	1 II	—	1—2 I	(1—2 II)	—	1—2 I
H Kt	*Potentilla arenaria*	—	1—2 III	1 II	1 III	1—2 III	1—2 V	1—3 I	2 IV	1—3 III	1—2 II	1—3 III
H Pm	*Stachys recta*	—	—	—	—	—	—	1—3 I	1 I	1 I	—	1—3 I
H Kt	*Linaria genistifolia*	1—3 II	1 I	1 I	—	1 III	1 III	1 III	1—2 I	—	—	1—3 II
N Med	*Fumana procumbens*	—	—	—	—	—	—	—	2—3 I	—	—	2—3 I
H Cp	*Viola rupestris*	—	—	—	—	—	1 I	—	—	1 I	—	1 I
Th Med	*V. tricolor minima*	—	—	—	—	—	—	—	1—2 II	1 II	—	1—2 I
TH-H EuaS	*Centaurea micrantha*	—	—	—	—	1 III	+	—	1—2 III	—	—	1—2 I
TH-H Em	*C. rhenana incl. pseudorh.*	—	—	—	—	+	—	1 III	—	1—3 III	2 II	1—3 I—II
H EuaS	*Chondrilla juncea*	+	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—	1 I
H Kt	*Scorzonera purpurea*	—	—	—	—	1 I	—	—	—	—	—	1 I
H Eu	*Taraxacum laevigatum*	—	—	—	—	1 II	—	—	—	—	—	1 I
H EuaS	*Hieracium echioides*	—	—	—	—	+	1—2 II	1—3 III	—	1 I	—	1—3 I
H EuaS	*H. rothianum*	—	—	—	—	—	1 II	—	—	—	—	1 I
H Kt	*Silene otites s. l.*	1 II	1—2 II	—	1 I	1 III	1 II	1—2 IV	2 II	1—2 II	—	1—2 II—III
Th Med	*Cerastium semidecandrum*	—	—	—	—	1 IV	1 III	—	—	1—3 II	1—2 II	1—3 II
G Eua	*Carex praecox*	—	—	—	—	—	—	—	2 I	1 I	2 V	1—2 I
G Kt	*C. wohllebii*	—	—	—	1 III	1—2 II	2—3 I	—	—	1—2 I	—	1—3 I
G EuaS	*C. liparicarpos*	—	—	—	—	1—2 III	1—2 III	—	—	—	—	1—2 I
G Cp	*C. stenophylla*	2 II	1 III	—	—	1 I	—	—	—	—	3—5 V	1—(5) II
H EuaS	*Festuca sulcata*	—	—	—	—	1 III	—	—	—	1—2 II	—	1—2 I
H Kt	*Stipa pennata*	—	—	—	—	1 I	1 I	—	—	1 I	—	1 I
H EuaS	*Chrysopogon gryllus*	—	—	—	—	1 I	1 II	2 I	—	1 I	—	1—2 I
	Spec. aliae											
MM EuaS	*Populus alba*	—	—	—	—	—	—	—	1—2 I	1—2 I	—	1—2 I
H Cp	*Potentilla argentea*	1 II	—	—	—	+	1 II	+	—	1 II	—	1 I
Ch Eua	*Sedum acre*	—	—	—	1 II	1 II	1 II	—	—	—	—	1 I
Ch Em	*S. sexangulare*	—	1—2 III	1 I	1—2 IV	1—2 II	1 II	—	—	—	—	1—2 II
Th Eua	*Trifolium arvense*	—	1 II	1 III	1 II	1—2 IV	1 IV	—	2—3 II	1 I	—	1—2 II—III
TH Eu	*T. campestre*	—	—	—	—	1 I	+	1—2 III	—	—	—	1—2 I
Th Med	*Vicia lathyroides*	—	—	—	1 I	—	1 III	1 I	+	1 I	—	1 I
TH Adv	*Oenothera biennis*	—	—	1 I	1 I	1 II	—	1 I	+	1—2 I	—	1—(2) I
H Pm	*Eryngium campestre*	1 I	1 III	1 II	1 IV	1 V	1 II	1 I	1—2 III	1 II	—	1—(2) III
H Eu	*Peucedanum oreoselinum*	—	—	—	1 I	1—2 II	1 II	1 I	—	1 I	—	1—2 I
H Eua	*Galium verum*	—	—	—	—	—	+	—	1—2 II	+	—	1—2 I
H Kt	*Scabiosa ochroleuca*	—	—	—	—	1 II	—	1 I	—	+	—	1 I
Th Cosm	*Erodium cicutarium*	—	—	—	—	—	+	—	—	—	—	+ I
H-G Eua(Cosm)	*Euphorbia cyparissias*	1 I	1—3 II	1 I	1 I	1 V	1 III	1—2 III	1—2 I	1—2 IV	1—2 IV	1—3 III
TH End-Ba	*Cynoglossum hungaricum*	—	—	—	—	1 III	+	—	—	—	—	1 I
Th EuaS	*Myosotis stricta*	3 I	—	—	1 I	1 II	1 III	—	1—2 I	1 II	1 I	1—(3) II
Th Pm	*Lithospermum arvense*	—	—	—	—	1 II	+	—	1—2 II	+	—	1—2 I
TH EuaS	*Echium vulgare*	—	1 I	—	—	1 I	—	1 I	—	+	—	1 I
Ch-H Med	*Teucrium chamaedrys*	—	—	—	—	—	1 II	1—2 III	2—3 I	—	—	1—3 I
Ch Kt	*Thymus glabrescens s. l.*	—	—	—	—	1 I	—	—	1 I	1—2 III	1—2 I	1—2 I
Th Eua	*Veronica triphyllos*	—	—	—	—	—	1 II	—	1(3) II	1 I	1 II	1—(3) I
H Eua(Cosm)	*Plantago lanceolata*	—	1 II	—	—	—	—	1 I	—	1 I	—	1 I
Th Cp	*Erophila verna*	2 II	—	—	—	—	—	—	1—2 II	1 I	1—3 III	1—2 I—II
Th Adv	*Erigeron canadensis*	1 III	1—2 III	1 III	—	1 III	1 II	1—2 III	1—2 I	1—2 I	1 I	1—2 III
Th Kt	*Anthemis austriaca*	—	—	—	—	1 IV	—	—	—	—	—	1 I
H Eua	*Achillea millef. collina*	—	1 I	—	—	—	—	+	—	1—2 I	1—3 II	1—2 I
Ch Kt	*Artemisia campestris*	1 II	1—2 II	1 I	—	—	1—2 II	1—2 III	1 II	1—2 II	—	1—2 II
H Em	*Centaurea pannonica*	—	—	—	—	1 III	—	—	—	—	—	1 I
H Eu	*Hypochaeris radicata*	—	—	—	—	1 III	1 II	—	—	—	—	1 I
Th Eua	*Crepis tectorum*	—	—	—	—	1 II	+	—	—	1 I	—	1 I
H Eu	*Hieracium pilosella*	1 II	1 I	—	—	+	1—2 III	1 II	—	—	—	1—2 I—II
H Eua	*Hypericum perforatum*	1 I	1 II	1 II	1 II	1 III	1 II	1 III	—	+	—	1 II
Th Pm	*Tunica prolifera*	—	—	—	—	—	—	1—2 I	—	1 I	—	1—2 I
H-TH-Ch Med	*T. saxifraga*	—	1—2 II	1 II	—	1—2 II	1 II	1—2 III	—	—	—	1—2 II
H Cosm	*Cerastium vulgatum*	—	—	—	—	1 II	—	—	—	—	1 I	1 I
Th Eua	*Holostenum umbellatum*	1—2 II	—	—	—	1 II	—	—	1 II	1 I	1—2 II	1—2 I
Th Eua	*Arenaria serpyllifolia*	—	—	—	1 III	1 III	—	—	—	+	—	1 I
Th EuaS	*Salsola kali ruthenica*	—	—	—	—	—	—	1—3 I	1—2 II	+	—	1—3 I
Th Eua	*Gypsophila muralis*	—	—	—	1 II	—	—	—	—	1 I	—	1 I
G Med	*Allium flavum*	—	—	—	—	1 I	+	—	+	—	—	1 I
G EuaS	*Asparagus officinalis*	—	—	—	—	1 II	1 II	1 I	—	1 I	—	1 I
H Cosm	*Luzula campestris*	—	—	—	—	1 II	1 II	—	—	—	—	1 I
G Eu	*Carex hirta*	1 I	1—2 II	1—2 III	—	1 I	—	1 I	—	—	—	1—2 I
H EuaS	*Poa bulbosa*	—	—	—	—	1 V	1 IV	1 I	1—2 II	1 II	—	1—(2) II
H Cp	*P. angustifolia*	—	—	—	—	1 II	—	—	—	+	—	1 I
G Cosm	*Cynodon dactylon*	1—2 II	1—2 III	1 III	1—2 IV	+	1—2 III	1—4 IV	1—2 II	1 I	—	1—(4) III
H-G Eua	*Calamagrostis epigeios*	—	—	—	—	+	1—2 II	2 I	—	1 I	—	1—2 I
H Eua	*Anthoxanthum odoratum*	—	—	—	—	1 II	1 II	—	—	—	—	1 I
G Cp	*Hierochloe odorata*	1—2 II	1 II	—	—	—	—	—	—	—	—	1—2 I
	Ceratodon purpureus	1—2 I	—	—	1—2 II	1—2 IV	1—2 IV	—	2—3 II	1—2 II	—	1—2 II
	Camptothecium lutescens	2 I	—	—	—	1 II	1 I	—	—	—	—	1—2 I
	Rhacomitrium canescens	—	—	—	1—2 III	—	—	—	—	—	—	1—2 I
	Hypnum cupressiforme	—	—	—	—	1 II	—	—	—	—	—	1 I
	Polytrichum juniperinum	—	—	—	—	1—2 III	1 I	—	—	—	—	1—2 I
	P. piliferum	1—2 II	—	1 I	1—3 II	—	—	—	—	—	—	1—3 I
	Diploschistes scruposus	—	—	—	—	—	—	1—3 I	—	—	—	1—3 I
	Syntrichia ruralis	—	—	—	3 III	1—3 IV	1—3 III	1—3 III	2—4 IV	1—3 IV	—	1—4 III
	Cladonia foliacea	—	—	—	—	1—2 III	—	1—5 II	2—4 III	1—3 II	—	1—5 II
	C. furcata	—	—	—	—	1—2 III	2 I	—	1—2 I	—	—	1—2 I
	C. magyarica	—	—	—	—	1—4 III	1 I	—	1 I	—	—	1—4 I
	C. rangiformis	—	—	—	1 III	1—2 III	1—2 II	1—3 II	—	—	—	1—2 I
	C. alcicornis	2 I	—	—	1—2 II	—	—	—	—	—	—	1—2 I
	Parmelia pokornyi	—	—	—	1 I	—	2 I	—	—	—	—	1—2 I

Tableaux IV. (cont.)

		1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	A—D	K
	Spec aliae																
M Cp	*Juniperus communis*	—	—	—	—	—	—	—	—	3—5 V	—	—	—	—	—	3—5	I
M Eu	*Berberis vulgaris*	—	—	—	1 I	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	1	I
M Eu	*Crataegus monogyna*	—	—	—	1 II	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	1	I
N Eu	*Prunus spinosa*	+	—	—	1 I	—	—	—	—	+	—	—	—	—	—	1	I
H Eu	*Ranunculus bulbosus*	—	—	1 IV	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	1	I
H Eua	*R. polyanthemos*	—	1 II	—	—	—	—	1 I	—	+	—	—	—	—	—	1	I
H Kt	*Thalictrum minus*	+	1 II	—	1 I	—	1 I	—	—	—	—	1 I	1 I	1 I	1—2 II	1—(2)	I
H Cp	*Potentilla argentea*	—	—	—	1 II	1 II	1 III	—	—	1 II	—	1 I	1 II	—	—	1	I
H EuaS	*Sanguisorba minor s. l.*	—	1 I	1 II	1 I	—	1 II	—	—	—	—	—	—	—	—	1	I
H Eua	*Filipendula vulgaris*	—	1—2 V	1 III	1 I	—	1 II	—	—	1 I	1 I	—	1 II	—	1 II	1—(2)	II
H Eu	*Sedum maximum*	—	—	—	+	—	—	1 I	—	1 I	—	—	—	—	—	1	I
Ch Em	*S. sexangulare*	+	1 I	1 I	1 II	+	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1	I
H-N Eu	*Genista tinctoria elata*	—	1 II	—	—	—	—	1 I	—	1 II	—	1 I	—	—	—	1	I
H Em	*Ononis spinosa*	—	1 I	1 V	1—3 II	1 II	—	1—2 III	+	+	1—2 II	—	—	—	—	1—3	II
H EuaS	*Medicago falcata*	1 III	1 I	—	1 I	+	1 III	1 III	—	1 II	—	—	—	—	1—2 III	1—2	II
Th Eua	*M. lupulina*	—	—	—	1 I	—	1 II	—	—	—	1 I	—	—	—	—	1	I
TH Eu	*Trifolium campestre*	—	1 I	1 I	—	—	1 II	—	—	+	—	+	—	—	1 I	1	I
H Kt	*T. montanum*	—	1 I	1 I	—	—	1 I	—	—	1—2 II	1 I	1 I	—	—	—	1	I
H Eua	*T. pratense*	—	1 !II	—	+	—	1 II	—	—	—	—	—	—	—	—	1	I
Th Eua	*T. arvense*	—	1 III	—	1 I	—	—	—	—	1—2 II	—	1—2 I	1 I	—	—	1—2	I
H Em	*Tetragonolobus maritimus*	—	+	—	—	—	1 II	1 I	—	+	—	—	—	—	—	1	I
H EuaS	*Lotus corniculatus*	1 III	1 II	1 I	1 I	+	1 II	1 I	—	1 I	2 II	—	—	—	1 I	1—(2)	II
H EuaS	*Coronilla varia*	+	1 IV	—	+	1 I	—	—	+	1 I	—	—	—	—	1—2 II	1—(2)	I
Th Eu	*Vicia lathyroides*	—	—	—	—	+	1 II	—	—	—	—	1 I	1 I	—	—	1	I
H-Ch Eua	*Polygala comosa*	—	1 I	1 I	1—2 I	—	1 I	—	—	1 I	1—2 II	—	—	—	1 I	1—2	I
H Pm	*Eryngium campestre*	1 IV	1 V	—	1—3 IV	1 V	1 II	1 III	1 III	1 IV	—	1 I	1 I	1 II	1 III	1	III
H EuaS	*Pimpinella saxifraga*	1 IV	1 II	1 V	1 I	+	1—2 IV	1 III	1 II	1—2 III	—	1 I	1 I	—	—	1—2	II
H Kt	*Seseli annuum*	1 II	—	—	—	—	1 I	—	—	2—3 I	—	1 II	1 IV	—	—	1—3	I
H Eu	*Peucedanum oreoselinum*	1 II	1—3 II	—	1—2 I	—	—	1 III	—	—	—	1 II	1—2 III	—	—	1—3	I
H Eua	*Galium verum*	1 IV	1 V	1—2 IV	1 II	2—3 IV	1 III	1—2 IV	1 III	1—2 V	1 I	1 I	1—2 II	1—2 IV	1—2 III	1—3	IV
H Eu	*Knautia arvensis*	—	—	1 III	—	—	1 II	1 I	+	1—2 II	1 III	1 I	1 II	—	1 I	1—(2)	I
H Kt	*Scabiosa ochroleuca*	1 III	1 II	1 III	1 I	1 IV	1 I	1 III	+	1—2 II	1—2 II	1 II	1 II	1 III	1 II	1—2	III
Th Eu	*Linum catharticum*	—	—	1 V	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	1	I
H Med	*Geranium sanguineum*	—	1 II	—	—	—	—	—	—	1 I	—	+	—	—	—	1	I
H-G Eua (Cosm)	*Euphorbia cyparissias*	1 II	1 V	1 III	1! IV	1 IV	1—2 IV	1 V	1 III	1—2 V	1 I	1 II	1 I	—	1 II	1—2	III—IV
M Eu	*Ligustrum vulgare*	—	+	—	—	—	—	—	—	+	—	—	—	—	—	1	I
Th-TH Eu	*Centaurium minus*	—	—	1 III	—	—	—	—	+	—	2 I	+	—	—	—	1—2	I
H EuaS	*Cynanchum vincetoxicum*	—	+	—	1 I	—	—	—	+	1 I	—	1 II	1 I	—	1 I	1	I
H-G Cosm	*Convolvulus arvensis*	—	—	—	+	—	—	—	—	—	—	1 I	1 I	—	1—2 I	1—2	I
TH-H Pm	*Anchusa officinalis*	—	1 II	—	1 I	—	1 I	—	+	—	—	+	—	—	—	1	I
TH End-Ba	*Cynoglossum hungaricum*	—	—	—	1 I	1 I	—	—	—	—	—	1 I	1 I	—	—	1	I
TH EuaS	*Echium vulgare*	—	+	—	+	—	1 II	—	+	1 I	—	—	—	—	—	1	I
Ch Med	*Teucrium montanum*	1 III	1—2 III	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1—2	I
Ch Med	*T. chamaedrys*	1 II	1—3 V	—	1—4 IV	1—3 II	—	1 II	1—3 III	1—(4)III	—	1 II	1 I	1—2 II	1—3 IV	1—4	III
H Eua (Cosm)	*Prunella vulgaris*	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	2 I	—	—	—	—	1—2	I
H Pm	*Salvia pratensis*	+	1 III	1 II	1 I	—	1 III	—	—	2 II	—	1 I	1 II	—	1 I	1—(2)	II
H P	*S. austriaca*	—	1 I	—	—	—	1 II	—	—	—	—	—	—	—	—	1	I
H Kt	*S. nemorosa*	—	1 II	—	—	—	1 II	—	—	—	—	—	—	—	1—2 I	1—2	I
Th-TH Med	*Satureja acinos*	1 I	1 IV	—	1 II	+	—	—	—	—	—	—	—	1 I	1 II	1	I
Ch Kt	*Thymus glabrescens s. l.*	1—2 IV	1—3 V	1 V	1 IV	1—2 I	1 II	1 II	1 II	1—3 III	—	1—3 III	1—2 V	1—2 III	1—4 V	1—4	IV
TH Eu	*Verbascum lychnitis*	—	—	—	1 I	1 IV	1 I	1 II	+	1 I	1 I	1 I	1 III	1 II	1 II	1	II
Ch Kt	*Veronica prostrata*	1 IV	—	—	1 III	+	1 I	—	—	—	—	+	—	—	1 II	1	I
H-Ch Eua	*V. chamaedrys*	—	1 I	—	—	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	1	I
Th Eua	*V. triphyllos*	—	—	—	—	+	—	—	—	1—2 I	—	1?	1 I	—	—	1—2	I
Th Em	*Euphrasia stricta*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	2 I	—	—	—	1 I	1—2	I
H Eua	*Plantago media*	+	1 II	—	+	—	1 II	—	—	—	—	+	—	—	1 I	1	I
H Eua (Cosm)	*P. lanceolata*	—	1 II	1 V	1 II	—	1—2 IV	—	—	1 I	—	1 I	—	—	1 I	1—(2)	II
Th Cp	*Erophila verna*	—	—	—	—	—	—	—	—	1—3 II	—	1?	1?	1—2 I	—	1—3	?
H Em	*Helianthemum ovatum*	—	1—2 III	1—2 IV	1 I	—	—	—	—	—	—	—	1 III	—	—	1—2	I
H Cp	*Campanula rotundifolia*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	1 I	—	—	1	I
H Cp	*Solidago virga-aurea*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 II	1—2 I	—	—	1—(2)	I
Th Adv	*Erigeron canadensis*	—	—	—	+	—	—	1 II	—	1 I	—	1—2 II	—	—	1 I	1—(2)	I
H End-Ba	*Achillea asplenifolia*	—	—	—	—	—	1 II	1 I	+	—	1—2 II	—	—	—	—	1—(2)	I
H Eua	*A. millefolium collina*	1 IV	—	1—2 V	1 III	—	1 III	1 II	—	1—2 II	—	+	—	—	1—3 III	1—(3)	II
H Eua	*Chrysanthemum leucanthemum*	—	+	1 I	+	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1	I
Ch Kt	*Artemisia campestris*	1 IV	—	—	1 I	—	—	1 I	—	1 I	—	1 III	1 II	1—2 III	1—2 I	1—2	II
TH-H Eua	*Senecio jacobaea*	+	1 II	—	1 I	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	1 I	1	I
H Kt	*S. integrifolius*	+	—	1 I	—	+	—	—	—	—	—	1 I	1 I	—	—	1	I
TH Eua	*Carlina vulg. intermedia*	—	+	—	1 I	+	1 I	1 I	1 IV	—	—	—	—	—	—	1	I
TH Eua	*Carduus nutans*	—	—	—	1 I	1 II	1 II	—	—	1 I	—	—	—	—	1 · I	1	I
H Eua	*Serratula tinctoria*	—	—	—	—	—	1—2 III	1 II	—	—	1—2 II	—	—	—	—	1—2	I
H Em	*Centaurea pannonica*	—	1 II	1 IV	+	—	—	—	—	+	2 III	—	—	—	—	1—2	I
H Eua	*Leontodon autumnalis*	—	—	—	—	—	1 I	—	—	—	1 III	—	—	—	—	1	I
H Eua	*L. hispidus*	—	—	1 II	—	+	1 III	1 III	1 II	1 I	—	1 I	—	—	—	1	I
Th Eua	*Tragopogon orientalis*	—	—	—	1 I	1 I	—	1 III	—	—	—	—	1 III	—	1 I	1	I
H Eua (Cosm)	*Taraxacum officinale*	+	+	—	—	—	1 II	1 I	—	—	—	1 II	1 I	—	—	1	I
Th Eua	*Crepis tectorum*	—	—	—	+	1 II	—	—	—	—	—	1—2 II	—	—	—	1—(2)	I
Th Pm	*C. rhoeadifolia*	—	—	—	—	1 III	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—	1	I
H Eu	*Hieracium pilosella*	1 IV	1 III	—	1—4 I	1 II	1 I	—	1 II	1—(4) I	—	1 II	—	—	1 I	1—4	II
H Kt	*H. bauhini*	—	1 II	—	—	—	1 I	1 I	—	—	—	+	—	—	—	1	I
H Eua	*Hypericum perforatum*	1 II	1 III	—	—	1 II	1 II	—	1 III	1 III	1—2 I	1 I	1 II	1 II	1 II	1	II
H EuaS	*Viscaria vulgaris*	—	+	—	—	—	—	—	—	—	—	1 II	1 I	—	—	1	I
Th Eua	*Melandrium album*	—	+	—	—	—	—	1 II	—	+	—	—	—	—	—	1	I
H Eua	*Silene nutans*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	1 I	—	—	1	I
H EuaS	*S. cucubalus*	+	—	—	—	—	1 I	1 II	—	+	—	+	+	—	—	1	I
H End-Ba	*Dianthus pontedere*	—	1 V	—	1 I	—	1 I	1 II	—	1—2 III	—	1 II	1 IV	—	—	1	II
Th Pm	*Tunica prolifera*	—	+	—	1 I	1 II	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1	I
H Med	*T. saxifraga*	1 IV	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	1 II	1	I
H-TH-Ch Cosm	*Cerastium vulgatum*	—	—	1 IV	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1	I
Th Eua	*Arenaria serpyllifolia*	—	1 II	—	+	—	—	—	—	1 I	—	+	—	1 I	1—2 II	1—(2)	I
H-Ch Cp	*Minuartia verna*	—	+	—	1 II	1 III	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1	I
Th EuaS	*Salsola kali ruthenica*	—	—	—	—	1 I	—	—	—	1 I	—	+	—	—	—	1	I
H Em-Kt	*Thesium linophyllon*	—	—	1—2 V	1 I	—	—	—	—	—	—	+	—	—	—	1—(2)	I
MM Eua	*Betula pendula*	—	—	—	—	—	—	—	—	+	1—2 II	—	—	—	—	1—2	I
M Eua	*Salix rosmarinifolia*	—	—	—	—	—	—	1—2 IV	—	—	1—2 I	—	—	—	—	1—2	I
MM EuaS	*Populus alba*	—	—	—	—	—	—	2—3 III	—	—	—	—	—	—	—	2—3	I
G Em	*Anthericum ramosum*	—	+	1 III	1 I	—	—	—	—	1—2 I	—	—	—	2—3 I	1—2 II	1—3	I
G Med	*Allium flavum*	—	+	—	—	—	—	—	—	1—2 II	—	—	—	—	1 I	1—2	I
G Med	*Muscari comosum*	—	1 I	—	1 I	—	1 II	—	—	—	—	1 I	—	—	—	1	I
G EuaS	*Asparagus officinalis*	+	+	—	1 I	—	1 II	1 V	1 IV	1 II	—	1 I	1 I	—	—	1	II
G Em	*Orchis morio*	—	+	—	1 I	—	—	—	—	1 I	—	—	—	—	—	1	I
H Cosm	*Luzula campestris*	—	+	1 V	1—2 I	—	—	—	—	1—2 II	—	1—2 III	1 I	—	—	1—2	I—II
G Eu	*Carex flacca*	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	1—2 I	—	—	—	—	1—2	I
G Eua	*C. caryophyllea*	—	—	1 IV	—	—	—	—	—	1—2 I	—	—	—	1 I	1—2 I	1—2	I
H EuaS	*C. distans*	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	1—2 I	—	—	—	—	1—2	I
Th Eua	*Bromus mollis*	—	—	—	+	—	1 II	—	—	2—3 II	—	1 II	—	—	—	1—(3)	I
Th Cosm	*Poa annua*	—	1 I	—	+	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1	I
H EuaS	*P. bulbosa*	1 II	1 I	1 I	1 I	1 II	—	—	—	2—3 II	—	—	—	1—3 IV	1—2 II	1—3	I—II
H Cp	*P. angustifolia*	1—2 II	1 II	—	1 II	1—2 V	1 II	1—2 V	+	+	2 II	1—3 IV	—	—	1—3 I	1—3	II
H Eua	*Briza media*	+	1 II	1 V	—	—	—	—	—	1 I	1—2 I	—	—	—	—	1—2	I
H Eua	*Dactylis glomerata*	+	+	1 V	—	1 II	1 II	1 II	1 III	1 I	—	—	1 I	—	—	1	II
H Med	*Melica ciliata*	—	—	—	—	—	—	—	+	—	1—2 I	—	—	—	—	1—2	I
H Cp	*Molinia coerulea*	—	—	—	—	—	—	—	—	1—3 III	—	—	—	—	—	1—3	I
G Eua	*Agropyron repens*	—	—	—	+	1 II	1 II	1 I	—	—	—	—	—	—	—	1	I
G EuaS	*A. intermedium*	—	1 I	—	—	—	—	—	—	1 II	—	1 I	—	—	—	1	I
G Cosm	*Cynodon dactylon*	—	+	—	1—2 III	1 IV	1—2 IV	1 I	—	1—2 I	1 I	1—3 II	—	1—2 I	—	1—(3)	II
H Eua	*Avenastrum pratense*	1—2 IV	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1—2	I
H Eua	*A. pubescens*	—	1 I	—	1 I	—	—	—	—	1 I	—	1 II	1 I	—	—	1	I
H Kt (Cp)	*Koeleria gracilis*	1—3 V	1 I	—	—	1—3 III	1 II	1 I	—	1—2 II	2 I	1 III	1 I	1—3 V	1 II	1—3	II
H Cp	*Agrostis alba*	—	—	1 II	—	+	1 IV	1 II	—	+	3—4 V	—	—	—	—	1—4	I—II
H-G Eua	*Calamagrostis epigeios*	+	—	—	1 I	—	—	2—3 V	1 II	+	1 III	1 II	1 I	—	—	1—3	I—II
H EuaS	*Phleum phleoides*	1—2 V	1—2 IV	1 II	1 III	1—2 II	—	1 III	1—2 IV	2 II	—	1 I	1 I	1 III	1—2 III	1—2	III
H Eua	*Anthoxanthum odoratum*	—	—	1—2 V	—	—	—	—	—	—	—	1—3 II	1 II	—	—	1—3	I
H EuaS	*Andropogon ischaemum*	1 III	—	—	2 I	1—3 II	1—2 IV	1 I	1 III	1—3 II	—	1 I	1—2 II	1—2 I	1—3 V	1—3	II
	Syntrichia ruralis	1 II	—		1—2 II	1 II	—			1—4 II	—	1—2 II	—	1—3 III	1(3) I		
	Camptothecium lutescens	+	+		1 I	—	—			1—3 I	—	—	—	1—2 I	—		
	Tortella tortuosa	—	—		—	—	—			—	—	—	—	1—3 IV	1—3 II		
	T. inclinata	—	+		1 I	—	—			2—3 II	—	—	—	—	—		
	Thuidium abietinum	1 II	—		1 I	—	—			1—2 II	—	1 I	—	—	—		
	Phascum cuspidatum	—	—		—	—	—			—	—	—	—	—	1 I		
	Ceratodon purpureus	—	—		—	—	—			+	—	1 I	—	—	—		
	Bryum caespitosum	1 II	—		—	—	—			—	—	—	—	—	—		
	Bryum sp. (argenteum)	+	—		—	1—2 IV	(1 II)			+	—	—	—	—	—		
	Cladonia foliacea	—	—		1 III	1 I	—			1—2 II	—	—	—	—	—		
	C. mitis	—	—		—	—	—			+	—	—	—	—	—		
	C. furcata	—	—		—	—	—			+	—	—	—	—	—		
	C. magyarica	—	—		—	1—2 I	—			+	—	—	—	—	—		
	C. subrangiformis	—	—		—	1—2 II	—			—	—	—	—	—	—		

Tableau IV. Astragalo-Festucetum sulcatae

			1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	A—D	K
		Spec. char. ass.																
H	P-Em	*Astragalus exscapus*	—	1—2 I	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1—2	I
H	P	*A. asper*	—	1 II	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1	I
H	P	*A. dasyanthus*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 II	1 I	1	I
H	Kt	*Veronica incana*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1—2 III	—	—	1—2	I
Th	Kt	*Rhinanthus borbásii*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	—	—	1	I
G	P	*Iris flavissima arenaria*	—	1 III	—	1 I	—	—	—	—	1 I	—	—	1 I	—	—	1	I
H	End-Ba	*Festuca stricta*	—	—	—	—	3—5 V	—	—	—	—	—	—	—	—	—	3—5	I
		Spec. foed. *Festucion sulcatae* resp. ord. *Festucetalia*																
H	End-Ba	*Pulsatilla grandis*	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	1	I
H	Em	*P. nigricans*	—	1 I	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1	I
H	End	*P. hungarica*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1—2 II	1 III	—	—	1—2	I
H	Pm	*Ranunculus illyricus*	—	1 II	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1	I
H	Kt	*Adonis vernalis*	—	1—2 III	—	—	—	1 I	—	—	+	—	—	1 I	1 I	1—2 II	1—2	I
H	Kt	*Potentilla arenaria*	1 V	1—2 V	1 V	1—3 IV	1 IV	1 II	1 I	1—2 IV	2—3 IV	—	1 II	1 II	1—2 III	1—2 V	1—3	IV
H	Kt	*Fragaria viridis*	+	1 II	—	1 I	—	—	—	—	1 I	—	—	—	—	—	1	I
N	Kt	*Cytisus ratisbonensis*	—	—	—	—	—	1 I	—	—	1 I	—	1—2 II	1 II	1 I	—	1—2	I
Th	EuaS	*Medicago minima*	+	1 III	—	1 II	+	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	1	I
H	P	*Anthyllis polyphylla*	1 II	1 III	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1	I
N	Alp-Ba	*Dorycnium germanicum*	1 II	1 II	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1	I
H	Kt	*Astragalus austriacus*	+	1 II	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1	I
H	Kt	*A. onobrychis (wagneri)*	1—2 V	1 III	—	1 I	+	1 I	1 III	—	—	—	—	—	—	(1 I)	1	I—II
H	Kt	*Onobrychis arenaria*	+	—	—	1 I	—	1 I	1 II	—	—	—	—	—	1 I	—	1	I
N	Em	*Daphne cneorum*	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1	I
H	Pm	*Seseli varium*	—	1 III	—	1 I	1 I	1 I	1 II	—	1 I	—	—	—	—	—	1	I
H	Kt	*S. hippomarathrum*	1 II	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1	I
H	Med	*Asperula cynanchica*	1 III	1—2 IV	1 III	—	—	—	1 III	—	—	—	+	—	1 I	1—2 IV	1—2	II
H	Kt	*A. glauca*	—	+	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 II	1	I
Th	Med	*Galium pedemontanum*	—	—	—	1 I	+	—	—	—	—	—	1?	—	—	1 II	1	I
H	Kt	*Scabiosa canescens*	—	1 III	—	—	—	1 I	—	—	—	—	—	1 I	—	—	1	I
H	P	*Linum austriacum*	—	—	—	1 II	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	1	I
H	End-Ba	*Euphorbia pannonica*	—	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 II	1	I
Ch	P	*Vinca herbacea*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	1 I	1	I
H	Pm	*Stachys recta*	—	1 II	—	—	—	1 I	1 I	—	1 II	—	1 II	1 I	1 III	1—3 II	1—(3)	II
Ch	Kt	*Thymus marschallianus*	—	1 I	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1	I
H	Kt	*Verbascum phoeniceum*	—	+	—	1 III	—	1 II	—	—	1 I	—	—	—	—	—	1	I
H	Kt	*Linaria genistifolia*	—	1 I	—	—	1 III	—	1 I	—	—	—	—	—	—	1 I	1	I
H	Em	*Veronica austriaca*	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1	I
H	Eua	*V. spicata*	1—2 II	1 IV	—	1 I	—	1 I	1 II	—	1—2 IV	1—2 II	1 I	1 II	1 I	1 III	1—2	II
H	Med	*Globularia aphyllanthes*	—	1 II	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1	I
Ch-H	Med	*Helianthemum nummularium*	—	—	—	—	—	1 I	1 II	—	1 II	2 I	—	—	1 II	1 II	1	I
H	Cp	*Viola rupestris*	1 IV	—	—	—	—	—	1 II	—	—	—	—	—	—	—	1	I
Th	Med	*V. tricolor minima*	—	—	—	—	1 II	1 II	—	—	1—2 II	—	1 I	1 I	—	—	1—(2)	I
H	Kt	*Campanula sibirica*	—	1 I	—	1 I	—	1 I	—	—	—	1 I	—	—	—	—	1	I
H	EuaS	*Achillea setacea*	—	1 II	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1	I
H	Kt	*A. millefolium pannonica*	—	1 V	—	—	—	—	—	1 II	—	—	+	—	—	—	1	I
H	Pm	*Aster linosyris*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	1 I	1	I
H	End-Ba	*Jurinea mollis*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	1 I	1	I
TH-H	Em	*Centaurea rhenana incl. pseudorhenana*	+	1 II	—	—	—	—	—	—	—	—	1 II	1 I	—	—	1	I
TH-H	EuaS	*C. micranthos*	—	1 III	—	—	—	—	—	—	1 II	1—2 I	—	—	—	1 I	1—(2)	I
H	End	*C. sadleriana*	—	1 II	—	—	—	1 II	1 I	—	1—2 I	—	—	—	—	—	1—(2)	I
H	EuaS	*Chondrilla juncea*	—	+	—	—	1 II	—	1 I	—	—	—	1 I	1 I	—	—	1	I
H	Eu	*Taraxacum laevigatum*	1 III	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1	I
H	Kt	*Scorzonera purpurea*	—	—	—	—	—	—	—	—	+	—	—	1 I	—	—	1	I
H	EuaS	*Hieracium echioides*	1 V	1 II	—	—	—	1 I	1 III	1 IV	1 I	—	—	—	1 I	1 III	1	II
H	EuaS	*H. rothianum*	—	1 I	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1	I
TH-H	Eua	*Thesium ramosum*	—	1 III	—	—	1 II	1 II	1 I	—	—	—	—	—	—	—	1	I
H	Kt	*Silene otites s. l.*	1 III	1 III	—	1 II	1 IV	—	1 I	1 IV	1 II	1—2 II	1 II	—	1 II	1 II	1—(2)	II
H	Kt	*Melandrium viscosum*	—	1 II	—	—	1 II	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1	I
Th	Med	*Cerastium semidecandrum*	1 II	+	—	—	—	—	—	—	1 II	—	1 III	1 I	1 I	1—2 I	1—(2)	I
H	Pm	*Minuartia setacea*	—	1 I	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1	I
Th	P	*M. glomerata*	—	+	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 III	—	1	I
G	Med	*Allium sphaerocephalum*	—	1 II	—	1 I	—	—	—	—	1 I	—	—	—	1 I	—	1	I
G	Med	*Muscari racemosum*	—	1 I	—	1 I	—	—	—	—	1 I	—	—	—	—	—	1	I
G	P	*Iris pumila*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1(4) I	1 I	1	I
H-G	Kt	*Carex humilis*	1—2 II	1—3(5)II	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	1—2 I	1—3 IV	1—3(5)	I
G	Eua	*C. praecox*	—	+	—	—	—	—	—	—	2—4 III	—	1—2 II	—	—	—	1—4	I
G	Kt	*C. wohllebii*	—	1—2 II	—	5 I	—	—	—	—	1 I	—	—	1—2 II	—	—	1—(5)	I
G	EuaS	*C. liparicarpos*	1 V	1 III	—	1—5 IV	1—4 III	1 I	1 I	1—3 V	1—2 II	—	—	—	—	—	1—5	II
G	Cp	*C. stenophylla*	—	—	—	1—5 I	1—2 II	1 II	—	—	—	—	1—2 II	—	—	—	1—5	I
H	EuaS	*Festuca sulcata*	1—2 V	2—5 V	1—3 V	1—5 V}	—	—	1 III	1—2 IV	4—5 V	1—2 I	2—5 V	2—4 III	—	1—3 II	1—5	IV
H	Kt?	*F. valesiaca*	1—2 II	—	—	}	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1—3 III	1—(3)	I
H	Kt	*F. pseudovina*	—	—	—	—	1 III	—	—	—	—	—	—	—	—	1 II	1	I
H	Kt	*Stipa pennata*	1—2 IV	1—2 II	—	1 I	—	—	—	1 I	1—(3) I	—	—	—	1—3 III	1 I	1—3	I
H	EuaS	*S. capillata*	1—3 V	1—3 III	—	2—5 I	1—2 I	—	1 II	1—3 IV	2—(5) II	—	—	1 I	1—3 IV	1—4 III	1—5	II
H	EuaS	*Chrysopogon gryllus*	—	1—3 III	3—5 V	1—3 III	3—5 V	—	1 II	—	1—2 II	3—5 V	—	2—4 V	1—2 III	1—4 V	1—5	III—IV
		Spec. foed. *Festucion vaginatae*																
G	Cosm	*Equisetum ramosissimum*	+	—	—	1 I	—	1 I	1 II	1 II	1 I	—	—	—	—	—	1	I
H	Kt	*Peucedanum arenarium*	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	1 I	—	1 I	1—4 IV	1 III	1—(4)	I
H	Kt	*Euphorbia seguieriana*	1 V	1 V	1—2 V	1 II	1 I	1 I	1 I	1 II	+	—	—	—	1—2 III	1—2 IV	1—2	II—III
H	P	*Onosma arenaria (tuberc.)*	—	1 II	—	1 II	(1 I)	—	—	—	—	—	(+)	—	—	—	1	I
H	End	*Linum hirsutum glabrescens*	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	1	I
H	Pm	*Erysimum diffusum*	+	1 II	—	1 III	1 III	—	—	1 IV	1 I	—	1—2 II	1 I	1 II	1—2 I	1—2	II
H	Pm	*Alyssum montanum gmelini*	—	1 III	—	1 II	—	—	—	1 I	1 II	—	1 I	—	1—2 II	1 I	1	I
Ch	Kt	*A. tortuosum*	—	1 I	—	—	+	—	—	—	—	—	—	—	1 III	1 I	1	I
H	End	*Inula salicina denticulata*	—	—	—	—	—	—	1 I	—	—	1—2 II	—	—	—	—	1—2	I
Th	Kt	*Anthemis ruthenica*	—	—	—	1 II	—	—	—	—	1 I	—	1—2 II	—	—	—	1—2	I
H	P	*Achillea kitaibeliana*	—	—	—	1 I	—	—	—	—	1—(3)III	—	—	—	—	—	1—(3)	I
TH-H	P	*Centaurea arenaria s. l.*	—	1 II	—	—	1—2 V	—	1 I	—	—	—	—	—	1 III	1 I	1—2	II
G	Kt	*Gypsophila paniculata*	1 II	1 I	—	—	1 I	—	—	—	1 I	—	—	—	1 II	—	1	I
G	End	*G. arenaria*	1 II	—	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1	I
Th	Med	*Silene conica*	—	—	—	1 I	+	1 II	1 II	—	—	—	1 II	—	—	—	1	I
Ch	End	*Dianthus serotimus*	1 III	—	—	—	—	—	1—2 II	—	+	—	—	1 I	—	—	1—2	I
Th	Kt	*Kochia laniflora*	—	—	—	—	—	—	—	—	1—3 I	—	1—2 II	1 I	—	—	1—3	I
Th	P	*Polygonum arenarium*	—	1 I	—	—	—	1 I	—	1 I	+	—	1—2 I	1 I	1—2 I	1 I	1—2	I
G	End	*Colchicum arenarium*	—	—	—	1 I	+	—	—	—	1—2 II	1—2 II	—	—	1 I	—	1—2	I
G	Eua	*Holoschoenus romanus*	—	—	1 II	—	1 II	—	1 II	—	2 II	—	1 I	1 II	—	—	1—2	I
H	End-Ba	*Festuca vaginata*	1 IV	1 II	—	1 I	1 I	—	1 I	1 V	—	—	—	—	1 I	—	1	II
Th	EuaS	*Bromus tectorum*	—	—	—	+	—	—	—	—	1—3 II	—	1 II	—	—	—	1—3	I
Th	EuaS	*B. squarrosus*	—	—	—	1 III	+	—	—	—	+	—	—	—	1—2 I	1 I	1—2	I
Th	Kt	*Secale silvestre*	—	—	—	—	—	—	1 I	—	1—3 II	—	—	—	—	—	1—(3)	I
H	Kt	*Koeleria glauca*	—	1—3 IV	—	1 II	—	—	—	1 IV	1—2 I	—	—	—	1 I	—	1—3	II
		Spec. ord. *Corynephoretalia*																
Ch	Em-Kt	*Thymus serpyllum ssp angustifolius*	—	1 I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1	I
Th	Eu	*Jasione montana*	—	1 II	—	—	—	—	—	—	1 II	—	1—2 III	—	—	—	1—2	I
H	Kt	*Helichrysum arenarium*	1 IV	1 IV	—	1 I	—	—	—	—	1—2 II	—	—	—	—	—	1—2	I
Th	Cosm	*Rumex acetosella*	—	1 I	—	1 II	1 III	—	—	—	1—2 II	—	1—3 V	1 I	—	—	1—3	II
		Spec. diff. *Festuceti deliblatici*																
H	Balc	*Festuca wagneri*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1—4 V	1—3 IV	1—4	I
G	P	*Paeonia tenuifolia*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1—2 II	1—2	I
N	Balc	*Cytisus heuffelii*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 II	1 III	1	I
H	P	*Rindera umbellata*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 II	1	I
H	Pm	*Echinops banaticus*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	1 I	1	I
Th	Balc	*Silene subconica*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	1	I
H	Balc	*Dianthus giganteiformis*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 II	1 II	1	I
G	Dac	*Allium ammophilum*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1 I	1—2 II	1—2	I

Tableau V. Potentillo-Festucetum pseudovinae

		1	2	3	4	5	6	7	8	A—D	K
	Spec. char. ass.										
H Kt	*Pulsatilla patens*	—	—	—	—	1—2 I	—	—	—	1—2	I
Th Med	*Trifolium striatum*	—	1 I	—	—	1 I	—	—	—	1	I
Th Adv	*Erodium moschatum*	—	1—3 II	1—3 I	—	—	—	—	—	1—3	I
Th Pm	*Polycnemum verrucosum*	—	—	—	—	1 I	—	—	—	1	I
	Spec. ord. *Festucetalia*										
H Em	*Pulsatilla nigricans*	1—2(4) II	—	+	—	—	—	—	—	1—(4)	I
H End	*P. hungarica*	—	—	—	—	1—4 III	1—2	—	—	1—4	I
H Kt	*Adonis vernalis*	1 I	1—4 II	—	—	1—3 I	—	1—2 II	1—2 III	1—4	II
H Em-Kt	*Potentilla leucopolitana*	—	—	—	—	1 II	1	—	—	1	I
H Kt	*P. arenaria*	2—5 V	1—3 III	1—4 III	1—2 IV	1—4 V	1—2	1—3 V	1—3 V	1—5	V
H Kt	*Fragaria viridis*	—	1—2 I	—	—	—	—	—	—	1—2	I
Th EuaS	*Medicago minima*	+	1 I	—	—	—	—	1 II	1 II	1—(2)	I
H P	*Astragalus exscapus*	—	—	2 I	—	—	—	—	—	2	I
H Kt	*A. austriacus*	2 I	1 I	2 I	—	—	—	—	—	1—2	I
H Kt	*A. onobrychis (wagneri)*	1 I	—	—	—	—	—	(1 I	1 I)	1	I
H Med	*Asperula cynanchica*	2 I	1 I	1—3 II	—	+	—	1 III	1 III	1—3	II
H P	*Linum austriacum*	3 I	1(4) I	1 I	—	—	—	—	—	1—(4)	I
H Pm	*Stachys recta*	—	—	—	—	+	—	+	+	1	I
H Kt	*Verbascum phoeniceum*	2 I	+	—	—	1 I	1	—	—	1—2	I
H Eua	*Veronica spicata*	1 I	1—2 I	1—3 II	+	—	—	1 II	1 III	1—3	II
H Med	*Globularia aphyllanthes*	2 I	—	1—2 I	—	—	—	—	—	1—2	I
H End	*Thlaspi jankae*	—	—	—	1 II	—	—	—	—	1	I
H Cp	*Viola rupestris*	1—2 II	1 I	1 I	—	—	—	—	—	1—2	I
Th Med	*V. tricolor minima*	—	—	—	+	1 I	1	—	—	1	I
Ch-H Med	*Helianthemum nummularium*	—	—	—	—	—	—	1 II	—	1	I
H EuaS	*Achillea setacea*	1—3 I	—	3 I	—	—	—	—	—	1—3	I
H Kt	*A. millefolium pannonica*	1—3 IV	1—3 II	2 I	—	1 II	1	—	—	1—3	II
TH-H Em	*Centaurea rhenana*	1 I	1—2 I	1—2 I	—	1 I	—	—	—	1—2	I
H P	*Taraxacum serotinum*	1—2 I	—	—	—	—	—	—	—	1—2	I
H Eu	*T. laevigatum*	1—4 III	—	—	—	1 II	1	—	—	1—4	I
H EuaS	*Hieracium echioides*	—	—	—	—	—	—	1 I	1 I	1	I
H Kt	*Silene otites s. l.*	1 I	1 II	+	1—2 I	+	—	—	—	1—2	I
H Kt	*Melandrium viscosum*	—	2 I	—	—	1 I	—	—	—	1—2	I
Th Med	*Cerastium semidecandrum*	1—4 II	1—5 III	3—4 I	1—2 III	1—2 IV	1	—	2—4 II	1—5	II—III
G Med	*Muscaria racemosum*	1—2 II	2 I	1 I	+	—	—	—	—	1—2	I
G P	*Iris pumila*	1—4 II	1—4 I	1 I	—	—	—	—	—	1—4	I
G Kt	*Carex wohllebii*	—	—	—	—	1—4 IV	4—5	—	—	1—5	I
G EuaS	*C. liparicarpos*	1 I	3 I	—	—	—	—	—	—	1—3	I
G Cp	*C. stenophylla*	1—5 V	1—5 II	3 I	1—3 III	1—2 IV	1—2	—	—	1—5	III
H-G Kt	*C. humilis*	—	—	—	—	—	—	1—3 III	1—3 IV	1—3	II
H EuaS	*Festuca sulcata*	—	—	—	—	—	—	1 II	1—2 II	1—2	I
H Kt	*F. valesiaca*	—	—	—	—	—	—	1 II	1—3 V	1—3	III
H Kt	*F. pseudovina*	1—4 V	3—5 V	1—4 III	4—5 V	2—5 V	—	1 II	1—3 V	1—5	V
H EuaS	*Stipa capillata*	—	—	2—3 I	—	—	—	—	—	2—3	I
H EuaS	*Chrysopogon gryllus*	—	2—3 I	—	—	—	—	1—3 V	1—3 V	1—3	II
	Spec. ord. *Corynephoretalia* incl. foed. *Festucion vaginatae*										
H Kt	*Euphorbia seguieriana*	1—4 IV	1—2 II	1—3 II	—	—	—	1—3 V	1 V	1—3	III
H P	*Onosma arenaria*	—	—	—	—	1 I	1	—	—	1	I
H Pm	*Erysimum diffusum*	—	1—3 I	—	—	1 I	—	—	—	1—3	I
Th Med	*Silene conica*	—	—	—	+	1 I	1	—	—	1	I
Th Kt	*Kochia laniflora*	—	—	—	—	1—2 III	1—3	—	—	1—3	I
Th P	*Polygonum arenarium*	—	—	—	—	1—2 I	1	—	—	1—2	I
Th Em-Kt	*Veronica dillenii*	—	—	—	—	1 I	1	—	—	1	I
Th Em-Kt	*V. verna*	—	—	—	1 III	1 I	—	—	—	1	I
H Kt	*Helichrysum arenarium*	+	—	—	—	1—2 II	—	—	—	1—2	I
Th Pm	*Minuartia viscosa*	—	—	—	—	1 II	1	—	—	1	I
Th-TH Eua	*Scleranthus annuus*	—	—	—	—	1 II	1	—	1 I	1	I
	Spec. diff. *P.-F. deliblatici*										
G P	*Paeonia tenuifolia*	—	—	—	—	—	—	—	1—3 III	1—3	I
H P	*Rindera umbellata*	—	—	—	—	—	—	—	1 I	1	I
H Pm	*Festuca wagneri*	—	—	—	—	—	—	1—3 V	1—2 II	1—3	I(IV)
	Spec. aliae										
M Eu	*Crataegus monogyna*	—	+	1 I	—	+	—	—	—	1	I
H Cp	*Potentilla argentea*	—	1—2 II	+	—	1 III	1	—	1 I	1—2	II
H Eua	*Filipendula vulgaris*	—	1—2 II	—	1—2 I	—	—	+	1—2 I	1—2	I
Ch Em	*Sedum sexangulare*	1—4 II	1—3 II	2—4 II	—	1 I	—	—	—	1—4	I
Th EuaS	*Saxifraga tridactylites*	2—5 II	—	2—5 I	+	—	—	—	—	2—5	I
H Em	*Ononis spinosa*	1—2 II	—	1—4 IV	—	—	—	—	—	1—4	II
H EuaS	*Medicago falcata*	—	—	—	1—2 II	1 I	—	+	1 II	1	I
Th Eua	*M. lupulina*	—	1—3 II	+	1—2 III	1 I	—	—	+	1—3	I
TH Eua	*Melilotus officinalis*	1—2 II	1 II	1—2 I	—	—	—	—	—	1—2	I
TH Eu	*Trifolium campestre*	1—2 II	1—5 II	1—3 I	1—3 V	1 I	—	—	—	1—(5)	II
Th Eua	*T. arvense*	2 I	1—2 I	2 I	1—3 V	1 I	—	—	—	1—3	II
H Eu	*Anthyllis vulneraria*	2 I	1 III	+	—	—	—	—	—	1—2	I
H Eua	*Lotus corniculatus*	2—3 II	1—2 III	1—3 IV	1—3 II	+	—	—	—	1—3	II
H EuaS	*Coronilla varia*	2 I	+	+	1—2 II	+	—	—	—	1—3	I
Th Eu	*Vicia lathyroides*	—	—	—	1—2 III	1 I	—	—	—	1—2	I
H Eua	*V. tenuifolia*	1 I	1 I	1 I	—	—	—	—	—	1	I
H Pm	*Eryngium campestre*	1—2 III	1—2 II	1—2 II	1 II	1—3 IV	1—3	1 IV	1 IV	1—3	III
H EuaS	*Pimpinella saxifraga*	1 I	1—(3) II	2 I	1—3 V	1 I	—	—	—	1—3	II
H Eua	*Galium verum*	1—2 II	1—3 II	1—2 II	—	2 I	—	+	1 I	1—3	II
H Eu	*Knautia arvensis*	1 I	1 I	1 I	1 II	—	—	—	—	1	I
H Kt	*Scabiosa ochroleuca*	1 II	1 II	—	—	+	—	+	1 III	1	II
Th Cosm	*Erodium cicutarium*	1—3 II	1—2 II	2 I	+	1 II	—	—	1 I	1—3	II
Th Eu(Cosm)	*Geranium pusillum*	—	—	—	—	+	—	—	—	+	I
H-G Eua(Cosm)	*Euphorbia cyparissias*	1—2 II	1—2 II	1—3 II	1—2 I	1—2 III	—	1 I	+	1—3	II
H-G Cosm	*Convolvulus arvensis*	—	2 I	—	+	+	—	—	1—2 I	1—2	I
TH-H Pm	*Nonea pulla*	1 I	1 III	—	—	—	—	—	—	1	I
TH-H	*Anchusa officinalis*	—	—	—	1 II	1 II	—	—	+	1	I
Th Eu	*Myosotis stricta*	2 I	2 I	—	—	—	—	—	—	2	I
Th EuaS	*M. micrantha*	—	—	—	1 III	1 II	1—2	—	—	1—2	I
Th EuaS	*Lithospermum arvense*	—	—	—	—	+	1	—	2 I	1—2	I
Ch Med	*Teucrium chamaedrys*	1—2 II	1—4 I	2—3 I	1—2 II	—	—	+	1 III	1—(4)	II
H Pm	*Salvia pratensis*	—	1—2 III	+	1—2 IV	+	—	—	—	1—(4)	I
H P	*S. austriaca*	—	1—2 II	—	—	+	—	—	—	1—3	I
H Kt	*S. nemorosa*	2 I	1 I	1—2 I	—	1 I	—	—	1 I	1—2	I
Th-TH Med	*Satureja acinos*	—	—	—	—	+	—	+	1 I	1	I
Ch Kt	*Thymus glabrescens*	2—3 I	1—4 III	1—3 I	1—3 V	1—2 II	1	1—2 III	1—2 IV	1—(4)	III
TH Eu	*Verbascum lychnitis*	—	—	—	—	+	—	+	1 II	1	I
H Eua	*Linaria vulgaris*	1 I	—	—	—	—	—	—	—	1	I
Ch Kt	*Veronica prostrata*	1—2 II	1—3 III	—	1 I	1 II	—	—	1 I	1—3	II
Th Med	*V. praecox*	1 I	—	—	—	—	—	—	1—2 I	1—2	I
Th Eua	*V. arvensis*	—	1—2 II	*+	—	—	—	—	—	1—2	I
Th Eua	*V. triphyllos*	—	—	—	—	1 II	1	—	—	1	I
H Eua	*Plantago media*	1 I	1—2 II	1—3 II	—	—	—	—	—	1—3	I
H Eua(Cosm)	*P. lanceolata*	1 I	1—3 IV	1—3 II	1—2 IV	1 II	—	—	+	1—3	II
Th Cp	*Erophila verna*	2—3 II	1—4 II	2—3 I	+	1—2 I	—	—	2 II	1—(4)	II
Th-H Kt	*Alyssum alyssoides*	1—3 I	1 I	—	—	—	—	+	1 I	1—(3)	I
H Eu	*Bellis perennis*	1 I	—	1 I	—	—	—	—	—	1	I
H EuaS	*Achillea nobilis neilreichii*	—	1—2 I	—	—	1—2 I	—	—	—	1—2	I
H Eua	*A. millefolium collina*	2 I	1—3 II	—	1—2 I	1—2 II	—	—	1 I	1—3	I—II
H Eua	*Chrysanthemum leucanthemum*	1 I	1 II	—	—	—	—	—	—	1	I
Ch Kt	*Artemisia campestris*	3 II	—	3 I	—	1 I	—	—	—	1—3	I
Th Eua	*Carduus nutans*	1 I	1—2 III	2 I	—	1 I	—	+	1 IV	1—2	II
H Eua	*Centaurea jacea*	2 I	—	1—3 III	—	—	—	—	—	1—3	I
H Eua	*C. scabiosa*	1 I	1—3 II	2 I	—	—	—	—	—	1—3	I
H Eua	*Leontodon hispidus*	—	—	1 I	—	—	—	—	—	1	I
H Eua(Cosm)	*Taraxacum officinale*	—	1 II	1—3 I	1 II	—	—	—	—	1—3	I
H Eu	*Hieracium pilosella*	2—4 II	1—3 III	1—3 I	—	1 II	—	—	—	1—(4)	II
H End-Ba	*Dianthus pontederae*	1 I	1—2 II	1 I	1 I	+	—	—	—	1—2	I
H Med	*Tunica saxifraga*	2 I	1—2 I	1—2 I	—	—	—	1 III	1 IV	1—3	II
Th Med	*Cerastium pumilum*	3 III	2—3 I	3 I	—	—	—	—	—	1—3	I
Th Eua	*Arenaria serpyllifolia*	3 I	1—4 II	4 I	1—3 IV	1 II	1	—	1 I	1—4	II
Th Cosm	*Polygonum aviculare*	—	3 I	2 I	—	—	—	—	—	2—3	I
H Em-Kt	*Thesium linophyllon*	—	2 I	—	—	—	—	—	—	2	I
G Med	*Allium flavum*	—	—	—	—	—	—	1 III	1 II	1	I
H Cosm	*Luzula campestris*	1 I	—	—	1 I	1—2 II	—	—	—	1—2	I
G Eua	*Carex caryophyllea*	—	—	—	—	1 I	—	2 I	1 I	1—2	I
Th Eua	*Bromus mollis*	—	1—3 II	3 I	+ I	1 II	1	—	—	1—3	I
H EuaS	*Brachypodium pinnatum*	—	2 I	2—4 II	2—3 II	—	—	—	—	2—4	I
H EuaS	*Poa bulbosa*	1 II	1—3 III	1—2 I	1—3 V	1—3 II	3—4	1—2 IV	1—2 IV	1—(4)	III
H Cp	*P. angustifolia*	—	1—4 II	—	—	1 I	—	—	1 I	1—(4)	I
H Eua	*Dactylis glomerata*	1—3 III	1—4 II	1—3 III	—	—	—	—	—	1—(4)	II
H Eua	*Lolium perenne*	—	3 I	3—4 I	—	—	—	—	—	3—4	I
G Eua	*Agropyron repens*	—	—	—	1—3 V	—	—	—	—	1—3	I
G Cosm	*Cynodon dactylon*	1—4 IV	1—4 III	3—5 V	1—2 IV	—	—	1—2 II	—	1—5	III
H Kt	*Koeleria gracilis*	—	1—3 II	—	+	1—3 II	1—3	1 II	1 I	1—3	II
H EuaS(Cosm)	*Andropogon ischaemum*	—	—	1—3 I	—	1 I	—	1—3 V	1—3 V	1—3	II
H Eua	*Festuca pratensis*	—	1—2 II	1 I	—	—	—	—	—	1—2	I
	Syntrichia ruralis	1 II	—	—	1	1—2 II	—	3 II	1 I	1—3	I—II
	Tortella tortuosa	—	—	—	—	—	—	1—3 II	1 I	1—3	I
	Barbula gracilis	1 I	—	1 I	—	—	—	—	—	1	I
	Camptothecium lutescens	1 II	1 III	1 I	—	1 II	—	—	—	1	I
	Thuidium abietinum	—	1 I	1—2 II	—	—	—	—	—	1	I—II
	Bryum sp. cf. caespititium	1 II	—	1 I	1	1 I	—	—	—	1—2	I
	Pottia bryoides	—	—	—	—	1 I	—	—	—	1	I
	Ceratodon purpureus	—	—	—	1	1 I	—	—	—	1	I
	Lepiota naucina	—	—	1 II	—	—	—	—	—	1	I
	Marasmius oreades	—	—	1 III	—	—	—	—	—	1	I
	Psalliota campestris	—	—	—	—	—	—	—	1—2 II	1—2	I
	Volvaria speciosa	—	—	—	—	—	—	—	1—2 II	1—2	I

Tabelle XV

Luzernenfeld

Trifolieto (pratensis) — Medicaginion sativae Balázs 1944

Plantagineto (lanceolatae) — Medicaginetum sativae Soó et Timár 1954

			a) Verbenetosum 1.				officinalis 2.				Timár 1953 3.				b) Arenarietosum serpyllifoliae Tim. 1953 4.					
			a		b		a		b		a		b		a		b			
			A—D	K_{10}	A—D	K_{10}	A—D	K_{10}	A—D	K_{10}	A—D	K_{10}	A—D	K_{10}	A—D	K_{10}	A—D	K_{10}	A—D	K_{80}
Th	Medit	*Consolida orientalis*	+—1	I	+	I	+—1	III	—	—	+	II	—	—	+	I	—	—	+—1	I
Th	Eua	*Ranunculus arvensis*	+—1	II	—	—	+	I	—	—	+—1	IV	—	—	—	—	—	—	+—1	I
Th	Eu	*Adonis aestivalis*	+	I	—	—	1	I	—	—	+	I	—	—	—	—	—	—	+—1	I
Th	Eua	*Medicago lupulina*	—	—	+	I	—	—	—	—	+	I	—	—	—	—	—	—	+	I
H	Adv/Kont/	**Medicago sativa**	1—5	V	3—5	V	3—5	V	3—5	V	2—5	V	3—5	V	2—4	V	3—5	V	1—5	V
Th	Eua	*Vicia hirsuta*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	—	—	+	I
Th	Medit	*Vicia striata*	—	—	+	I	+	I	—	—	+	I	—	—	—	—	—	—	+	I
Th	Eua	*Vicia angustifolia* (M)	+	I	—	—	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I
H	Eua	*Lathyrus tuberosus*	—	—	—	—	+	I	+	I	+	I	—	—	—	—	—	—	+	I
TH	Eua	*Falcaria vulgaris* (M)	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	—	—	+	I
Th	Medit	*Caucalis lappula*	—	—	—	—	+	I	—	—	+	I	—	—	—	—	—	—	+	I
TH	Eua	*Daucus carota*	+—1	I	+—1	II	+	II	+—1	II	+	I	+	II	+	I	—	—	+—1	II
Th	Eua	*Galium aparine*	—	—	—	—	+	I	—	—	+	I	—	—	—	—	—	—	+	I
Th	Kozm	*Valerianella locusta* (M)	+	I	—	—	+—2	II	—	—	+—1	II	—	—	+—1	I	—	—	+—2	I
Th	Eua	*Malva neglecta*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+—1	I	+—1	I
Th	Kozm	*Malva pusilla*	—	—	+	I	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I
Th	Kozm	*Hibiscus trionum* (M)	—	—	—	—	—	—	+	I	+	I	+	I	—	—	—	—	+	I
Th	Eu	*Geranium pusillum*	—	—	+	I	+	I	—	—	—	—	—	—	+—1	II	—	—	+—1	I
Th	Kozm	*Erodium cicutarium*	+	I	+	I	+	I	+	I	+	I	—	—	+	I	—	—	+	I
H	Kont	*Euphorbia virgata*	—	—	+	I	+	I	—	—	+	I	+	I	—	—	—	—	+	I
Th	Medit	*Euphorbia falcata*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+—1	I	+—1	I
Th	Adv	*Cuscuta campestris*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1	I	—	—	2	I	1—2	I
H	Kozm	*Convolvulus arvensis* (M?)	+	II	+—1	V	+—1	III	+—1	IV	+—1	IV	+—1	III	+—1	II	+—1	II	+—1	III
Th	Eu	*Myosotis hispida*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+—1	I	—	—	+—1	I
Th	Eua	*Lithospermum arvense*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	—	—	+	I
H	Kozm	*Verbena officinalis*	—	—	+	I	+	I	—	—	—	—	1	I	+	I	—	—	+—1	I
Th	Medit	*Ajuga camaepitys*	—	—	+—1	I	—	—	+	I	—	—	—	—	+	I	+	II	+—1	I
Th	Eua	*Lamium amplexicaule* (M)	+—2	V	—	—	+—2	V	—	—	+—2	IV	—	—	+—2	V	—	—	+—2	III
Th	Eua	*Lamium purpureum*	+	I	—	—	+—1	III	—	—	+—1	II	—	—	+	I	—	—	+—1	I
Th	Medit	*Stachys annua*	+	I	+	I	—	—	+	I	+	II	+	I	+	I	+	I	+	I
Th	Kozm	*Solanum nigrum*	+	I	—	—	—	—	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I
TH	Eua	*Verbascum blattaria*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	—	—	+	I	+	I
Th	Medit	*Kickxia elatine*	—	—	+—1	I	—	—	+	I	—	—	+	I	—	—	—	—	+—1	I
H	Eua	*Linaria vulgaris*	+	I	—	—	—	—	—	—	+	I	+—1	I	—	—	—	—	+—1	I
Th	Eua	*Veronica arvensis*	+	I	—	—	+	I	—	—	+	II	—	—	1	I	—	—	+—1	I
Th	Eua	*Veronica triphyllos* (M)	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+—1	I	—	—	+—1	I
Th	Eua	*Veronica hederifolia* (M)	+—1	III	—	—	+	II	—	—	+	I	—	—	+	II	—	—	+—1	I
Th	Eua	*Veronica polita* (M)	+—2	III	—	—	+—1	II	—	—	+—1	II	—	—	+	I	—	—	+—2	I
H	Kozm	*Plantago lanceolata*	+	I	+—1	IV	+—1	III	+	II	+—1	II	+	I	+	II	+—1	II	+—1	II
H	Eua	*Plantago major*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	—	—	—	—	+	I
Th	Eua	*Papaver rhoeas*	+—1	I	+—1	II	+—1	I	—	—	+	I	—	—	+—1	II	—	—	+—1	I
Th	Kozm	*Sinapis arvensis*	+	I	—	—	+	I	—	—	+—2	II	—	—	—	—	—	—	+—2	I
H	Medit	*Diplotaxis tenuifolia*	+	I	+	I	—	—	—	—	—	—	+	I	+—1	I	+—1	II	+—1	I
Th	Medit	*Calepina irregularis*	—	—	—	—	+—1	I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+—1	I
H	Eua	*Lepidium draba*	+—1	II	+—1	III	+—1	III	+—1	III	+—1	II	+	I	+—1	II	—	—	+—1	II
Th	Eua	*Thlaspi arvense*	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	—	—	—	—	—	—	+	I
Th	Eua	*Thlaspi perfoliatum*	+—1	II	—	—	+—2	III	—	—	+—3	IV	—	—	+	I	—	—	+—3	II
Th	Kozm	*Capsella bursa-pastoris* (M?)	+—4	V	+	I	+—4	V	—	—	+—2	V	—	—	1—3	V	+	I	+—4	III
Th	Cp	*Erophila verna*	+—1	I	—	—	+	I	—	—	+	I	—	—	1—3	IV	—	—	+—3	I
H	Kont	*Rorippa austriaca*	—	—	—	—	+	I	—	—	—	—	+	I	—	—	—	—	+	I
Th	Eua	*Sisymbrium sophia*	+—1	I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	—	—	+—1	I
Th	Kozm	*Arabidopsis thaliana*	—	—	—	—	+	I	—	—	—	—	—	—	+	I	—	—	+	I
Th	Eua	*Camelina microcarpa* (M)	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	—	—	+	I	—	—	+	I
Th	Adv	*Erigeron canadensis*	+	I	+—1	II	+	II	+	II	+	I	+	II	—	—	+—1	IV	+—1	II
H	Eua	*Inula britannica*	—	—	—	—	1	I	+—1	I	+	I	+	I	—	—	—	—	+—1	I
Th	Kozm	*Xanthium strumarium*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	—	—	—	—	+	I
Th	Kont	*Anthemis austriaca*	+	I	+	I	—	—	—	—	+	II	—	—	+	II	+	I	+	I
H	Eua	*Achillea millefolium* ssp. *collina*	+	I	+	I	—	—	+	I	—	—	+	I	—	—	—	—	+	I
TH	Eua	*Matricaria maritima* ssp. *inodora*	—	—	—	—	—	—	+	I	+	I	—	—	+	I	—	—	+	I
Th	Kont	*Senecio vernalis*	+	I	—	—	+	I	—	—	+	I	—	—	+	I	—	—	+	I
Th	Kozm	*Senecio vulgaris* (M)	—	—	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	—	—	+	I
TH	Eua	*Arctium lappa*	—	—	—	—	—	—	+	I	+	I	—	—	—	—	—	—	+	I
G	Eua	*Cirsium arvense*	—	—	—	—	1	I	+	II	+—1	II	+—1	III	1	—	—	—	+—1	I
Th	Kozm	*Centaurea cyanus* (M)	+—1	I	+	I	+	I	—	—	+	I	+	I	—	—	—	—	+—1	I
H	Eua	*Cichorium intybus*	+	I	+	I	+	III	+	II	+	II	—	—	+	I	—	—	+	II
TH	Eua	*Picris hieracioides* (M)	—	—	+	I	+	I	+	I	+	I	+	I	—	—	+	I	+	I
TH	Pont-M	*Tragopogon dubius*	—	—	—	—	+	II	—	—	+	I	—	—	+	I	—	—	+	I
H	Medit	*Scorzonera cana*	—	—	—	—	+	I	+	I	—	—	—	—	+	I	—	—	+	I
H	Kozm	**Taraxacum officinale**	+—1	IV	+	I	+—1	IV	+—1	IV	+—1	V	+—1	II	+—1	IV	+	II	+—1	IV
Th	Kozm	*Sonchus asper*	+	I	+	I	+	II	+	I	+—1	II	—	—	1	I	—	—	+—1	I
Th	Eua	*Lactuca saligna* et var. *runcinata*	+	I	+	I	—	—	+	II	—	—	+	II	+	I	+	I	+	I
Th	Eua	*Lactuca serriola*	+	II	+	II	+	I	+	I	+—1	II	+	I	+	I	—	—	+—1	I
Th	Medit	*Crepis setosa*	—	—	+—2	II	+	I	+	I	+—1	III	—	—	—	—	1	I	+—2	I
Th	Kozm	*Portulaca oleracea*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	+	I
TH	Eua	*Melandrium album*	+	I	—	—	+	I	—	—	—	—	—	—	+—1	III	+—1	III	+—1	I
H	Eua	*Silene cucubalus*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1	I	+—1	I	+—1	I
Th	Kozm	*Stellaria media*	+—1	II	+	I	1—2	II	—	—	+—3	III	—	—	+—3	IV	—	—	+—3	II
Th	Eu	*Cerastium semidecandrum* (M)	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+—1	II	—	—	+—1	I
Th	Pont-M	*Cerastium dubium*	+	I	—	—	—	—	—	—	1—3	II	—	—	1	I	—	—	+—3	I
H	Kozm	*Cerastium vulgatum*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+—1	I	—	—	+—1	I
Th	Eua	*Holosteum umbellatum*	+—5	IV	—	—	+—1	IV	—	—	+—1	III	—	—	+—4	V	—	—	+—5	I
Th	Eua	*Arenaria serpyllifolia*	1	I	—	—	+	I	—	—	—	—	—	—	+—2	IV	+—1	II	+—2	I
Th	Eua	*Chenopodium strictum*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	+	I
Th	Kozm	*Chenopodium album* s. lato	+	I	+	III	—	—	—	—	—	—	+	I	—	—	+—1	III	+—1	I
Th	Eua	*Atriplex tatarica*	—	—	+	II	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I
Th	Cp	*Atriplex patula*	—	—	+	I	—	—	+	II	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I
Th	Eua	*Salsola kali* ssp. *ruthenica*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+—1	III	+—1	I
Th	Kozm	*Amaranthus retroflexus*	+	I	+—1	III	—	—	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	+—1	I
Th	Adv	*Amaranthus albus*	—	—	+	I	—	—	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I
Th	Kozm	*Anagallis arvensis* (M)	—	—	2	I	—	—	+	I	+	I	—	—	—	—	—	—	+—2	I
H	Kont	*Rumex stenophyllus*	+	I	—	—	—	—	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I
G	Cp	*Polygonum amphibium*	—	—	1	II	—	—	+—1	IV	+—1	II	+	III	—	—	—	—	+—1	II
Th	Kozm	*Polygonum aviculare*	1	I	+—2	V	—	—	+	II	—	—	+	I	—	—	+—2	III	+—2	II
Th	Cp	*Polygonum convolvulus*	+	I	+—1	II	+	I	+	II	+	I	—	—	+	I	+—1	II	+—1	I
G	Medit	*Ornithogalum umbellatum*	+	I	—	—	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I
Th	Eua	*Bromus mollis*	+	I	—	—	+	I	—	—	+	I	—	—	+	I	—	—	+	I
Th	Eua	*Bromus sterilis*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+—1	I	—	—	+—1	I
Th	Eua	*Bromus tectorum*	—	—	—	—	1	I	—	—	—	—	+	I	+—1	II	—	—	+—1	I
H	Kont	*Festuca pseudovina*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+—1	I	+—1	I	+—1	I
H	Eua	*Poa bulbosa*	—	—	—	—	+	I	—	—	+	I	—	—	—	—	—	—	+	I
H	Eu	*Poa compressa*	—	—	—	—	+	I	—	—	—	—	—	—	+—1	III	—	—	+—1	I
H	Cp	*Poa pratensis* ssp. *angustifolia*	+	I	—	—	+—1	II	—	—	+—1	II	—	—	+—1	I	+—1	II	+—1	I
H	Eua	*Dactylis glomerata*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	+	I	+	I
H	Eu	*Lolium perenne*	+—1	III	+—2	I	+—1	II	+	II	+—1	II	+	I	+—1	II	—	—	+—2	II
G	Eua	*Agropyron repens*	—	—	+	I	1	I	—	—	+	I	+	I	—	—	+—1	I	+—1	I
Th	Adv	*Secale cereale*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	II	1	I	+—1	I
Th	Adv	*Triticum aestivum*	—	—	+	I	+—1	III	—	—	+—1	I	—	—	—	—	—	—	+—1	I
G	Kozm	*Phragmites communis*	—	—	+—1	I	—	—	+—1	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+—1	I
Th	Cp	*Eragrostis pooides*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+—1	II	+—1	I
G	Kozm	*Cynodon dactylon*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+—1	II	+—2	III	+—2	I
H	Eua	*Alopecurus pratensis*	—	—	—	—	+	I	—	—	+	II	—	—	—	—	—	—	+	I
Th	Kozm	*Digitaria sanguinalis*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	—	—	+—1	III	+—1	I
Th	Kozm	*Echinochloa crus-galli*	—	—	—	—	—	—	+	I	—	—	+	I	—	—	1	I	+—1	I
Th	Kozm	*Setaria glauca* (M)	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	—	—	+—1	III	+—1	I
Th	Eua	*Setaria viridis*	—	—	+—2	IV	—	—	+—2	V	+	I	+—3	IV	—	—	+—2	V	+—3	III
Th	Adv	*Zea mays*	—	—	—	—	—	—	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I

Akzidentelle Arten, kommen nur in einer einzigen Aufnahme vor:

H	Eua	*Rubus caesius*	2. b : +
TH	Eua	*Melilotus officinalis*	1. b : +
H	Eua	*Trifolium pratense*	3. a : +
H	Eua	*Lotus corniculatus*	2. b : +
M	Adv	*Robinia pseudo-acacia*	4. b : +
TH	Eua	*Pastinaca sativa*	1. b : +
TH	Kozm	*Malva silvestris* (M)	1. b : +
Th	Eua	*Geranium dissectum* (M)	3. a : +
Th	Eua	*Euphorbia helioscopia* (M)	1. a : +
H	Kont	*Euphorbia lucida*	2. a : +
H	Eu	*Symphytum officinale*	2. b : +
TH	Pont-M	*Nonea pulla*	4. a : +
Th	Eua	*Sideritis montana*	4. b : +
H	Eua	*Glechoma hederacea*	2. a : +
H	Em	*Ballota nigra*	3. a : +
Th	Medit	*Kickxia spuria*	3. b : +
Th	Medit	*Veronica persica*	2. a : +
Th	Medit	*Plantago indica*	4. b : 1
TH	Eu	*Brassica rapa* var. *campestris*	3. a : +
Th	Medit	*Diplotaxis muralis*	1. a : +
Th	Eu	*Raphanus raphanistrum*	1. a : +
Th	Eua	*Alyssum desertorum*	2. a : +
Th	Eua	*Erysimum repandum*	3. b : +
Th	Kozm	*Viola arvensis*	2. a : +
Th	Adv	*Helianthus annuus*	3. a : +
Th	Eua	*Matricaria chamomilla* (M)	1. a : +
TH	Eu	*Carduus acanthoides*	2. b : +
TH	Eua	*Tragopogon orientalis*	2. b : +
H	Kozm	*Sonchus arvensis*	2. b : +
Th	Kozm	*Agrostemma githago* (M)	2. a : +
Th	Medit	*Cerastium brachypetalum*	2. a : +
Th	Eu	*Cerastium pumilum* ssp. *pallens*	1. a : +
Th	Eua	*Polycnemum arvense*	1. b : +
TH	Adv	*Beta vulgaris* (M)	1. b : +
Th	Kozm	*Chenopodium glaucum*	2. a : +
Th	Eua	*Atriplex litoralis*	1. b : +
Th	Adv	*Amaranthus crispus*	2. b : +
H	Medit	*Rumex conglomeratus*	3. a : +
H	Kozm	*Rumex acetosella*	2. a : +
Th	Eua	*Polygonum patulum* ssp. *kitaibelianum*	3. a : +
M	Eua	*Populus nigra*	2. b : 1
G	Eu	*Allium vineale*	3. a : +
G	Medit	*Ornithogalum boucheanum*	3. a : +
G	Medit	*Muscari comosum*	3. a : +
Th	Medit	*Bromus commutatus*	1. b : +
Th	Adv	*Hordeum distichon*	4. b : +
Th	Eua	*Hordeum murinum* (M)	1. b : +
Th	Eua	*Hordeum hystrix*	1. a : +
Th	Adv	*Avena sativa*	1. b : +

Artenzahl: 1. *Schwemmlössboden*, a, *im Frühjahr:* 57, — b, *im Herbst:* 56. — 2. *Tonhaltiger Alluvialboden* a, *im Frühjahr:* 69, — b, *im Herbst:* 47. — 3. *Wiesentonboden*, a, *im Frühjahr:* 71, — b, *im Herbst:* 37. — 4. *Tonhaltiger Sandboden*, a, *im Frühjahr* 62, — b, *im Herbst:* 42.

Die gesamte Artenzahl der Assoziation: 167.

Arten mediterranen Ursprungs: 4 = 13.8%.

Daten der Aufnahmen:

1. a, Szeged, Algyő.
   17. III.—19. IV. 1951. Deckungswert: 80—100%.
   b, Szeged, Tápé, Hódmezővásárhely.
   10—28. VIII. 7. VIII. 1950., 1951. Deckungswert: 50—100%.
2. a, Szeged, Tápé, Algyő.
   16—27. IV. 1951. Deckungswert: 80—100%.
   b, Tápé, Maroslele.
   1. X. 1950. (19. VI. 1951.) Deckungswert: 50—100%.
3. a, Szeged, Tápé, Maroslele, Hódmezővásárhely.
   17. IV.—19. VI. 1951. Deckungswert: 80—100%.
   b, Szeged, Tápé, Algyő, Hódmezővásárhely.
   18. VIII.—1. X. 1950. Deckungswert: 70—90%.
4. a, Szeged—Szatymaz, Kiskundorozsma, Sándorfalva.
   16—18. IV. 1953. Deckungswert: 100%.
   b, Szeged—Szatymaz, Kiskundorozsma, Sándorfalva.
   1. IX., 17. IX. 1953. Deckungswert: 60—100%.

Florenspektrum: Kozm 20,1, — Adv 7,7, — Cp 3,6, — Eua 41,9, — Eu 7,6, — Em 0,1, — Kont 4,1, — Pont-M 2,4, — Medit 12,5%.

Ökologisches Spektrum: M 1,2, — H 21,3, — G 6,3, — TH 10,1, — Th 61,1%.

Tabelle XVI

Getreidesaaten auf tonhaltigem Boden

Consolido-Eragrostidion pooidis Soó et Timár 1954

Consolideto (orientalis) — Stachyetum annuae (Timár 1953. n. n.) Ubrizsy 1953

			1.													
			a		b		c		d		e		f			
			A—D	K_{10}	A—D	K_{10}	A—D	K_{10}	A—D	K_5	A—D	K_5	A—D	K_{10}	A—D	K_{50}
Th	Medit	*Consolida orientalis*	+—4	IV	+—1	IV	+—1	IV	—	—	—	—	—	—	+—4	III
Th	Eu	*Ranunculus sardous*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
H	Eua	*Ranunculus repens*	—	—	+	I	+—1	II	—	—	—	—	—	—	+—1	I
Th	Eua	*Ranunculus arvensis*	+—2	IV	+—1	IV	—	—	+	I	—	—	—	—	+—2	II
Th	Eu	*Adonis aestivalis*	+—1	II	+—1	IV	+—1	III	—	—	—	—	—	—	+—1	II
H	Medit	*Aristolochia clematitis*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
H	Eua	*Rubus caesius*	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I
Th	Eua	*Medicago lupulina*	—	—	—	—	+—1	II	+	II	+	I	—	—	+—1	I
H	Adv(Kont)	*Medicago sativa*	—	—	—	—	+	I	—	—	—	—	+	I	+	I
H	Eua	*Trifolium repens*	—	—	—	—	—	—	+	I	—	—	—	—	+	I
H	Eua	*Lotus corniculatus*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
H	Pont-M	*Glycyrrhiza echinata*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Th	Eua .	*Vicia tetrasperma*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Th	Medit	*Vicia striata*	—	—	+	II	+—1	I	—	—	1	I	—	—	+—1	I
Th	Eua	*Vicia angustifolia* (M)	+	I	—	—	—	—	+	I	—	—	—	—	+	—
H	Eua	*Lathyrus tuberosus*	—	—	+	I	+	I	—	—	—	—	+	I	+	I
Th	Medit	*Torilis arvensis*	—	—	—	—	—	—	+	I	—	—	—	—	+	I
Th	Medit	*Caucalis lappula*	—	—	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I
TH	Eua	*Daucus carota*	—	—	+	I	—	—	+	I	—	—	—	—	+	I
Th	Eua	*Galium aparine*	—	—	+	1	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I
Th	Kozm	*Valerianella locusta* (M)	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Th	Kozm	*Hibiscus trionum* (M)	—	—	+	I	—	—	—	—	—	—	+—2	IV	+—2	I
Th	Kozm	*Erodium cicutarium*	+	I	—	—	—	—	—	—	+	I	—	—	+	I
Th	Eua	*Euphorbia helioscopia* (M)	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I
H	Kont	*Euphorbia virgata*	+	I	—	—	—	—	—	—	+	I	—	—	+	I
H	Kont	*Euphorbia lucida*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Th	Medit	*Euphorbia falcata*	+	I	—	—	+	I	—	—	—	—	—	—	+	I
H	**Kozm**	**Convolvulus arvensis (M?)**	+—1	II	+—1	II	+—1	V	+	I	1—2	IV	+—3	V	+—3	IV
Th	Medit	*Heliotropium europaeum*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+—1	II	+—1	I
H	Eu	*Symphytum officinale*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Th	Eua	*Myosotis micrantha*	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I
Th	Eua	*Lithospermum arvense*	+—1	IV	+	I	1	I	—	—	—	—	—	—	+—1	I
Th	Medit	*Ajuga chamaepitys*	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	+—1	II	+—1	I
Th	Eua	*Sideritis montana*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1	I	1	I
Th	Eua	*Lamium amplexicaule* (M)	+—3	V	+—1	III	—	—	—	—	+	I	—	—	+—3	II
Th	Eua	*Lamium purpureum*	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I
Th	Medit	*Stachys annua*	+—1	I	—	—	+—1	IV	—	—	+—1	III	+—3	IV	+—3	II
G	Adv	*Solanum tuberosum*	—	—	—	—	+	I	—	—	—	—	—	—	+	I
Th	Medit	*Kickxia spuria*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Th	Medit	*Kickxia elatine*	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	+	II	+	I
H	Eua	*Linaria vulgaris*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Th	Eua	*Veronica hederifolia* (M)	+—4	IV	+—2	V	—	—	—	—	—	—	—	—	+—4	II
Th	Eua	*Veronica polita* (M)	1	I	1	I	—	—	—	—	—	—	—	—	1	I
H	Kozm	*Plantago lanceolata*	—	—	+—1	I	—	—	—	—	—	—	—	—	+—1	I
H	Eua	*Plantago maior*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	+	I
Th	Eua	*Papaver rhoeas*	+—3	IV	+—1	IV	—	—	+	II	+	III	—	—	+—3	II
Th	Adv	*Papaver somniferum*	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	—	—	+	I
Th	Eua	*Fumaria vaillanti*	—	—	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I
TH	Eu	*Brassica rapa* var. *campestris*	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I
Th	Kozm	*Sinapis arvensis*	+—1	II	+—1	I	+	I	+	I	+	I	+	I	+—1	I
Th	Medit	*Diplotaxis muralis*	+—1	II	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	+—1	I
H	Medit	*Diplotaxis tenuifolia*	+—2	III	—	—	+	I	—	—	—	—	—	—	+—2	I
Th	Medit	*Calepina irregularis*	+	I	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I
Th	Kont	*Lepidium perfoliatum*	+	I	—	—	+	I	—	—	—	—	—	—	+	I
H	Eua	*Lepidium draba*	+—2	V	+—1	V	+—2	III	+—1	II	+—1	II	+—2	IV	+—2	IV
Th	Eua	*Lepidium ruderale*	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I
Th	Eua	*Thlaspi arvense*	1	I	—	—	+	I	—	—	—	—	—	—	+—1	I
Th	Eua	*Thlaspi perfoliatum*	+—3	I	+—1	II	—	—	—	—	—	—	—	—	+—3	I
Th	Kozm	*Capsella bursa-pastoris* (M?)	+—1	III	+	III	+	I	—	—	+	I	—	—	+—1	II
Th	Eua	*Alyssum desertorum*	1	I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1	I
Th	Cp	*Erophila verna*	—	—	+—1	II	—	—	—	—	—	—	—	—	+—1	I
TH	Kont	*Rorippa austriaca*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
H	Eua	*Rorippa silvestris*	—	—	+—1	II	—	—	—	—	—	—	—	—	+—1	I
Th	Eua	*Erysimum repandum*	1	I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1	I
Th	Eua	*Sisymbrium sophia*	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I
Th	Eua	*Camelina microcarpa* (M)	—	—	—	—	+	I	—	—	—	—	—	—	+	I
Th	Adv	*Erigeron canadensis*	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I
Th	Adv	*Helianthus annuus*	—	—	—	—	—	—	+	II	—	—	+—1	II	+—1	I
Th	Kont	*Anthemis austriaca*	+—1	II	+	I	+—1	II	+	I	—	—	—	—	+—1	II
H	Eua	*Achillea millefolium* ssp. coll.	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	—	—	+	I
Th	Eua	*Matricaria chamomilla* (M)	—	—	+	I	+	I	—	—	—	—	—	—	+	I
TH	Eua	*Matricaria maritima* ssp. *inodora*	+—1	II	—	—	—	—	—	—	+	I	+	I	+—1	I
H	Cp	*Artemisia vulgaris*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Th	Kont	*Senecio vernalis*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
G	Eua	*Cirsium arvense*	+	I	+	I	+	I	1	I	1	II	+—2	II	+—2	I
Th	Kozm	*Centaurea cyanus* (M)	+—2	IV	+	I	+—2	III	1	I	+	III	—	—	+—2	II
H	Eua	*Cichorium intybus*	+	II	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I
H	Kozm	*Taraxacum officinale*	—	—	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I
TH	Pont-M	*Tragopogon dubius*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Th	Kozm	*Sonchus oleraceus*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Th	Kozm	*Sonchus asper*	+	II	—	—	—	—	—	—	+	II	+	I	+	I
Th	Eua	*Lactuca saligna* et var. *runcinata*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Th	Eua	*Lactuca serriola*	+—1	II	+	I	—	—	—	—	+	I	—	—	+—1	I
Th	Medit	*Crepis setosa*	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I
Th	Eua	*Crepis tectorum*	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I
Th	Kozm	*Portulaca oleracea*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+—1	III	+—1	I
Th	Kozm	*Agrostemma githago* (M)	—	—	—	—	+—1	II	+—1	II	—	—	—	—	+—1	I
Th	Kozm	*Stellaria media*	+	I	1	I	+	I	+	I	—	—	—	—	+	I
Th	Pont-M	*Cerastium dubium*	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I
Th	Eua	*Holosteum umbellatum*	+—3	V	+—1	IV	+	I	—	—	—	—	—	—	+—3	II
Th	Eua	*Arenaria serpyllifolia*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
TH	Adv	*Beta vulgaris* (M)	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	+	I	+	I
Th	Kozm	*Chenopodium album* s. *lato*	—	—	+	I	+	I	1	I	+—1	IV	+—2	IV	+—2	II
Th	Eua	*Atriplex tatarica*	—	—	—	—	+	I	—	—	+	II	+—2	II	+—2	I
Th	Cp	*Atriplex hastata* var. *microtheca*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Th	Cp	*Atriplex patula*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	+	I
Th	Eua	*Salsola kali* ssp. *ruthenica*	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	+	II	+	I
Th	Kozm	*Amaranthus retroflexus*	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	+—1	III	+—1	I
Th	Adv	*Amaranthus albus*	—	—	—	—	—	—	—	—	1	I	+—2	III	+—2	I
Th	Kozm	*Anagallis arvensis* (M)	—	—	—	—	+	I	1	I	+—1	IV	—	—	+—1	I
Th	Kozm	*Anagallis femina*	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	—	—	+	I
H	Kont	*Rumex stenophyllus*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
G	Cp	*Polygonum amphibium*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+—1	II	+—1	I
Th	Kozm	*Polygonum aviculare*	+	I	+	I	+—1	III	+—1	IV	+—1	III	+—2	IV	+—2	III
Th	Cp	*Polygonum convolvulus*	—	—	+	I	+—1	III	1	I	+—1	III	+—1	II	+—1	II
G	Eu	*Allium vineale*	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I
G	Medit	*Ornithogalum umbellatum*	+	I	+—1	I	—	—	—	—	—	—	—	—	+—1	I
H	Cp	*Poa pratensis* ssp. *angustifolia*	—	—	+	I	—	—	—	—	—	—	+	I	+	I
H	Eu	*Lolium perenne*	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	—	—	+	I
Th	Adv	*Secale cereale*	—	—	—	—	+	I	+	II	+	I	—	—	+	I
Th	**Adv**	**Triticum aestivum**	+—2	IV	3—5	V	5	V	—	—	—	—	+—3	IV	+—5	IV
Th	Adv	*Hordeum distichon*	—	—	—	—	—	—	5	V	+—2	IV	—	—	+—5	I
G	Kozm	*Phragmites communis*	—	—	—	—	+—1	II	+	I	+	I	+—1	II	+—1	I
Th	Cp	*Eragrostis pooides*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+—2	III	+—2	I
G	Kozm	*Cynodon dactylon*	—	—	—	—	1	I	—	—	+	I	3	I	+—3	I
Th	Adv	*Avena sativa*	—	—	—	—	—	—	+	III	4—5	V	—	—	+—5	I
Th	Kozm	*Setaria verticillata* (M)	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	+	I
Th	Kozm	*Setaria glauca* (M)	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Th	Eua	*Setaria viridis*	—	—	—	—	—	—	+	I	+	I	+—1	II	+—1	I

	2.										3.													
	a		b		c		d				a		b		c		d		e					
	A—D	K_{10}	A—D	K_{10}	A—D	K_{10}	A—D	K_{10}	A—D	K_{40}	A—D	K_{10}	A—D	K_{10}	A—D	K_{10}	A—D	K_5	A—D	K_{10}	A—D	K_{45}	A—D	K_{13}
Consolida orientalis	+—2	IV	+—2	IV	+	I	—	—	+—2	III	+—1	IV	+—2	IV	+—1	I	—	—	—	—	+—2	II	+—4	III
Ranunculus sardous	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+—1	II	+	I	—	—	+—1	I	+—1	I
Ranunculus repens	+	I	—	—	—	—	—	—	+	I	—	—	1	I	—	—	—	—	—	—	1	I	1	I
Ranunculus arvensis	+—4	IV	+—2	V	—	—	—	—	+—4	II	+—4	V	+—1	V	+—1	IV	+	IV	—	—	+—1	IV	+—4	III
Adonis aestivalis	+	I	+—1	III	+—1	II	—	—	+—1	II	+—1	III	+—1	III	+—1	IV	+	III	—	—	+—1	III	+—1	III
Aristolochia clematitis	—	—	+	I	—	—	1	I	+—1	I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+—1	I
Rubus caesius	+—1	II	+	I	—	—	+—1	II	+—1	I	—	—	1	II	—	—	—	—	1	I	1	I	+—1	I
Medicago lupulina	—	—	+	I	—	—	—	—	+	I	—	—	—	—	+	II	+	I	—	—	+	I	+—1	1
Medicago sativa	—	—	+	I	—	—	—	—	+	I	—	—	—	—	—	—	+	II	+	I	+	I	+	I
Trifolium repens	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	—	—	—	—	+	I	+	I
Lotus corniculatus	+	I	—	—	—	—	—	—	+	I	—	—	+	I	—	—	—	—	—	—	+	I	+	I
Glycyrrhiza echinata	—	—	—	—	—	—	+	I	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	+	I	+	I
Vicia tetrasperma	—	—	—	—	+	I	—	—	+	I	—	—	—	—	+	I	—	—	—	—	+	I	+	I
Vicia striata	+—1	I	+	I	—	—	—	—	+—1	I	+	II	+	II	1	I	+	I	—	—	+—1	I	+—1	I
Vicia angustifolia (M)	+—1	II	—	—	+	I	—	—	+—1	II	+—1	II	—	—	+	I	+	I	—	—	+	I	+—1	II
Lathyrus tuberosus	+—1	Ii	+	II	—	—	+—1	III	—	—	—	—	+—1	II	+—2	II	+—1	III	+—1	II	+—1	II	+—1	I
Torilis arvensis	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	—	—	—	—	+	I	+	I
Caucalis lappula	—	—	—	—	—	—	—	—	+—1	I	+—1	I	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	+	I
Daucus carota	+—1	I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	—	—	+	I	+	I	+	I
Galium aparine	—	—	—	—	—	—	—	—	+—1	I	+	I	+	I	—	—	—	—	—	—	+	I	+	I
Valerianella locusta (M)	+—1	—	+	I	—	—	—	—	+—1	I	—	—	+	I	—	—	—	—	—	—	+	I	+	I
Hibiscus trionum (M)	—	I	—	—	—	—	+—1	II	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	+—1	III	+—1	II	+—2	I
Erodium cicutarium	+—1	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	+	I
Euphorbia helioscopia (M)	—	I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	—	—	—	—	—	—	+	I	+	I
Euphorbia virgata	+—1	I	+	I	—	—	1	I	+—1	I	+—1	II	+	I	—	—	+	I	+—1	III	+—1	II	+—1	I
Euphorbia lucida	+	I	—	—	—	—	—	—	+—1	I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+—1	I
Euphorbia falcata	—	—	—	—	+	I	—	—	+	I	+	I	—	—	—	—	+	I	+	II	+	I	+	I
Convolvulus arvensis (M?)	+—1	V	+—1	III	+—2	V	1—3	V	+—3	IV	+—1	V	+—2	III	+—2	V	1—2	III	+—2	V	+—2	IV	+—3	IV
Heliotropium europaeum	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+—1	I
Symphytum officinale	+	I	—	—	+	I	+	I	+	I	1	I	+	I	—	—	—	—	—	—	+—1	I	+—1	I
Myosotis micrantha	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	+	I
Lithospermum arvense	+—1	III	+—1	III	—	—	—	—	+—1	II	+	I	+—1	II	1	I	+	I	—	—	+—1	I	+—1	II
Ajuga chamaepitys	—	—	—	—	1	I	+	I	+—1	I	+	I	—	—	—	—	—	—	+	I	+	I	+	I
Sideritis montana	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	+	I	+—1	I
Lamium amplexicaule (M)	+—4	IV	+—1	IV	+	I	—	—	+—4	II	+—3	V	+—1	IV	+	I	+	II	—	—	+—3	III	+—4	III
Lamium purpureum	1—2	II	+—1	II	—	—	—	—	+—2	I	—	—	+	I	—	—	+	I	—	—	+	I	+—2	I
Stachys annua	—	—	+	I	+—1	II	+—1	II	+—1	I	+	II	+	II	+—1	II	+	I	+—1	III	+—1	II	+—3	II
Solanum tuberosum	—	—	+	I	—	—	—	—	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I
Kickxia spuria	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+—1	II	+—1	I	+—1	I
Kickxia elatine	—	—	—	—	—	—	+	I	+	I	—	—	—	—	+	I	—	—	+—1	IV	+—1	I	+—1	I
Linaria vulgaris	+	I	—	—	—	—	—	—	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	+—1	I	+—1	I	+—1	I
Veronica hederifolia (M)	+—2	III	+—2	V	—	—	—	—	+—2	II	+—4	IV	+—2	IV	—	—	+	I	—	—	+—4	II	+—4	II
Veronica polita (M)	+—3	I	+	I	+	I	—	—	+—3	I	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	+—3	I
Plantago lanceolata	—	~	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+—1	I
Plantago maior	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	—	—	—	—	+	I	+	I
Papaver rhoeas	+—1	II	+	I	+	I	—	—	+—1	I	+—1	II	+—1	III	+—1	II	+—1	III	—	—	+—1	II	+—3.	II
Papaver somniferum	—	—	+	I	—	—	—	—	+	I	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	+	I
Fumaria vaillanti	+	I	—	—	—	—	—	—	+	I	+	II	+	I	—	—	—	—	—	—	+	I	+	I
Brassica rapa var. *campestris*	+	I	—	—	—	—	—	—	+	I	+—1	I	—	—	—	—	—	—	—	—	+—1	I	+—1	I
Sinapis arvensis	+—4	III	—	—	+—1	III	—	—	+—4	II	+—1	III	+—1	III	+—1	III	+	I	—	—	+—1	I	+—4	II
Diplotaxis muralis	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	—	—	—	—	—	—	1	I	+—1	I	+—1	I
Diplotaxis tenuifolia	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+—2	II	—	—	—	—	—	—	—	—	+—2	I	+—2	s I
Calepina irregularis	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	+	I
Lepidium perfoliatum	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I
Lepidium draba	+—1	II	+—1	II	+	II	+	I	+—1	II	+—2	II	+	II	+—1	II	+	I	+	II	+—2	II	+—2	III
Lepidium ruderale	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	—	—	—	—	+f	I	+	I
Thlaspi arvense	+—2	IV	+	I	—	—	—	—	+—2	I	+—1	IV	+—1	II	+	I	+	II	—	—	+—1	II	+—2	I
Thlaspi perfoliatum	+—2	II	+	II	—	—	—	—	+—2	I	+	II	+—1	III	+	I	+	I	—	—	+—1	II	+—3	I
Capsella bursa-pastoris (M?)	+—1	IV	+	III	+	I	—	—	+—1	II	+—1	III	+	III	+	I	+	I	—	—	+—1	II	+—1	II
Alyssum desertorum	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	—	—	—	—	+	I	+—1	I
Erophila verna	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	+	II	—	—	1	I	—	—	+—1	I	+—1	I
Rorippa austriaca	—	—	+	I	—	—	—	—	+	I	—	—	—	—	+	I	+	I	—	—	+	I	+	I
Rorippa silvestris	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+—1	I
Erysimum repandum	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+—1	II	—	—	+	I	—	—	—	—	+—1	I	+—1	I
Sisymbrium sophia	+	I	—	—	—	—	—	—	+	I	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	+	I
Camelina microcarpa (M)	+—1	II	—	—	—	—	—	—	+—1	I	+—1	II	+	I	+	I	+	I	—	—	+—1	I	+—1	I
Erigeron canadensis	+	I	—	—	+	I	—	—	+	I	+	I	—	—	+	I	—	—	+	I	+	I	+	I
Helianthus annuus	+	I	—	—	+	I	+	I	+	I	+	I	+	I	+	II	—	—	—	—	+	I	+—1	I
Anthemis austriaca	+—1	II	—	—	—	—	—	—	+—1	I	+	III	+—1	II	+	I	—	—	—	—	+	I	+—1	II
Achillea millefolium ssp. coll.	+	I	—	—	—	—	—	—	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I
Matricaria chamomilla (M)	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	—	—	—	—	+	I	+	I
Matricaria maritima ssp. *inodora*	+—1	I	—	—	+	I	+	I	+—1	I	+	III	+—2	I	+	II	+	II	+	I	+—2	II	+—2	I
Artemisia vulgaris	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	+	I
Senecio vernalis	+	I	—	—	—	—	—	—	+	I	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	+	I
Cirsium arvense	+—1	III	+—1	II	+—2	II	+—1	IV	+—2	III	+—3	IV	+—1	III	+—I	III	1	II	+—1	IV	+—3	III	+—3	III
Centaurea cyanus (M)	+—1	II	+	I	+	I	—	—	+—1	I	+	I	+	I	+	1	+	II	—	—	+	I	+—2	I
Cichorium intybus	+—1	III	—	—	—	—	—	—	+—1	I	+	III	—	—	—	—	+	I	+	II	+	I	+—1	I
Taraxacum officinale	+	I	+	I	—	—	—	—	+	I	+	I	—	—	+	I	—	—	—	—	+	I	+	I
Tragopogon dubius	+	I	—	—	—	—	—	—	+	I	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	+	I
Sonchus oleraceus	+	I	—	—	+	I	—	—	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I
Sonchus asper	+—1	I	—	—	+	I	—	—	+—1	I	+	II	—	—	+	I	+	I	+	I	+	II	+—1	I
Lactuca saligna et var. *runcinata*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	+	I	+—1	I	+—1	I	+—1	I
Lactuca serriola	+	II	—	—	+	I	+	I	+	I	+	I	+	I	—	—	—	—	+	I	+	I	+—1	I
Crepis setosa	+	I	—	—	—	—	—	—	+	I	+—1	II	—	—	—	—	—	—	—	—	+—1	I	+—1	I
Crepis tectorum	+	I	—	—	—	—	—	—	+	I	—	—	+	I	—	—	—	—	—	—	+	I	+	I
Portulaca oleracea	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+—1	I
Agrostemma githago (M)	+	II	+	I	—	—	—	—	+	I	1	I	+	I	+—1	II	1	I	—	—	+—1	I	+—1	I
Stellaria media	+—2	III	+—1	III	+—1	II	—	—	+—1	2	+	I	+	I	—	—	+	I	—	—	+	I	+—2	I
Cerastium dubium	+—2	III	1	I	—	—	—	—	+—2	I	+—2	II	+	I	+	I	+	II	—	—	+—2	I	+—2	I
Holosteum umbellatum	+—2	II	+—1	II	—	—	—	—	+—2	I	+—1	II	+—1	II	+	II	—	—	—	—	+—1	II	+—3	II
Arenaria serpyllifolia	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	—	—	+	I	—	—	—	—	+	I	+	I
Beta vulgaris (M)	—	—	+	I	—	—	—	—	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I
Chenopodium album s. *lato*	—	—	+	I	+	I	+—2	III	+—2	I	—	—	—	—	+	I	—	—	+—1	II	+—1	II	+—2	II
Atriplex tatarica	—	—	—	—	+	I	—	—	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+—2	I
Atriplex hastata var. *microtheca*	—	—	—	—	+	I	—	—	+	I	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	+	I
Atriplex patula	—	—	—	—	+	I	+—2	II	+—2	I	—	—	—	—	+	I	—	—	+—1	II	+—1	II	+—2	I
Salsola kali ssp. *ruthenica*	—	—	—	—	—	—	+	I	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	+	I	+	I
Amaranthus retroflexus	—	—	—	—	+	I	+—1	II	+—1	I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+—1	I
Amaranthus albus	—	—	—	—	—	—	+—1	II	+—1	II	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	+	I	+—2	I
Anagallis arvensis (M)	—	—	—	—	+	II	+	I	+	I	+	II	—	—	+—1	IV	+—1	IV	+	I	+—1	II	+—1	I
Anagallis femina	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	—	—	+	I	+	I
Rumex stenophyllus	—	—	—	—	+	I	—	—	+	I		I	—	—	+	I	—	—	—	—	+	I	+	I
Polygonum amphibium	+—1	IV	+—1	I	+—2	III	1—3	V	+—2	IV	+—1	III	+—1	III	+—2	III	+—1	III	+—1	III	+—2	III	+—2	I
Polygonum aviculare	+	I	+—1	I	+—1	II	+	I	+—1	I	+	II	+	I	+—1	IV	+	III	1—2	II	+—2	II	+—2	II
Polygonum convolvulus	+	I	+—1	I	+	III	+	I	+—1	II	+	III	+—1	III	+	III	+	II	+	I	+—1	II	+—1	II
Allium vineale	+	II	—	—	—	—	—	—	+	I	—	—	+	I	—	—	—	—	—	—	+	I	+	I
Ornithogalum umbellatum	+	I	—	—	—	—	—	—	+	I	+	II	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	+—1	I
Poa pratensis ssp. *angustifolia*	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I
Lolium perenne	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	—	—	—	—	+	I	+	I
Secale cereale	—	—	—	—	+	I	—	—	+	I	—	—	1	I	+	II	+—1	II	—	—	+—1	I	+—1	I
Triticum aestivum	+—1	IV	4—5	V	5	V	2—3	V	+—5	IV	+—1	IV	4—5	V	5	V	+	II	2—3	V	+—5	V	+—5	IV
Hordeum distichon	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	5	V	—	—	5	I	+—5	I
Phragmites communis	—	—	—	—	+	I	—	—	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+—1	I
Eragrostis pooides	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I	—	—	—	—	+	I	+—2	I
Cynodon dactylon	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+—1	I
Avena sativa	—	—	—	—	+	I	—	—	+	I	—	—	—	—	+	I	—	—	—	—	+	I	+—5	I
Setaria verticillata (M)	—	—	—	—	—	—	+	I	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	I
Setaria glauca (M)	—	—	—	—	—	—	2	I	2	I	—	—	+	I	—	—	—	—	1	I	+—1	I	+—2	I
Setaria viridis	—	—	—	—	+	I	+—1	III	+—1	I	—	—	—	—	+	III	+	I	+—1	IV	+—1	II	+—1	I

Akzidentelle Arten, kommen nur in einer einzigen Aufnahme vor.

M Adv *Gleditsia triacanthos* .... 1, d :+
H Em *Ononis spinosa* .... 1, c : +
M Adv *Robinia pseudo-acacia* .... 1, e : +
Th Medit *Lathyrus aphaca* .... 2, a : +
Th Medit *Lathyrus hirsutus* .... 2, c : +
Th Adv *Pisum sativum* .... 1, e : 1
Th Medit *Caucalis latifolia* .... 3, c : +
Th Medit *Galium tricorne* .... 1, c : +
H Em *Ballota nigra* .... 2, c : +
Th Kozm *Solanum nigrum* .... 2, d : +
H Em *Veronica anagalloides* .... 3, d : +

Th Eua *Veronica arvensis* .... 1, c : +
Th Eua *Veronica triphyllos* (M) .... 1, a : +
Th Medit *Sinapis alba* .... 1, e : +
Th Medit *Coronopus squamatus* .... 1, c : +
Th Medit *Myagrum perfoliatum* .... 3, b : 1
Th Kont *Alyssum alyssoides* .... 3, c : +
Th Pont-M *Sisymbrium orientale* .... 3, a : +
Th Kozm *Viola arvensis* .... 3, c : 1
H Eua *Inula britannica* .... 3, b : +
Th Kozm *Xanthium strumarium* .... 3, e : +

Th Kozm *Senecio vulgaris* (M) .... 1, a : +
TH Eua *Picris hieracioides* (M) .... 3, e : 1
H Medit *Scorzonera cana* .... 1, b : +
H Kozm *Sonchus arvensis* .... 2, a : +
Th Medit *Cerastium brachypetalum* .... 2, a : +
Th Eua *Polycnemum arvense* .... 3, e : 1
Th Eua *Chenopodium polyspermum* .... 3, b : +
Th Kozm *Chenopodium hybridum* (M) .... 1, d : +
Th Medit *Chenopodium vulvaria* .... 2, c : +
Th Eua *Chenopodium urbicum* .... 1, e : +
Th Adv *Amaranthus chlorostachys* .... 1. f : +

H Kozm *Rumex acetosella* .... 1. b : +
Th Eua *Polygonum patulum* ssp. *kitaibelia-nnm* .... 3, e : +
G Kozm *Alisma plantago-aquatica* .... 3. c : +
G Kozm *Bolboschoenus maritimus* .... 3, d : +
Th Medit *Bromus commutatus* .... 3, c : +
H Eua *Poa bulbusa* .... 3, a : +
G Eua *Agropyron repens* .... 3, f : +
Th Adv *Hordeum hexastichon* .... 1, e : +
H Eua *Alopecurus pratensis* .... 3, c : +
Th Kozm *Digitar sanguinalis* .... 3, f : +

Artenzahl: 1. *Schwemmlössboden:* a, *Frühjahrshalbbrache* : 53, — b, *Weizenfeld im Frühjahr:* 41, — c, *Weizenfeld vor der Ernte:* 39, — d, *Gerstenfeld vor der Ernte:* 28, — e, *Haferfeld vor der Ernte:* 41, — f, *Weizenstoppelfeld:* 38, — 2. *Tonhaltiger Alluvialboden:* a, *Frühjahrshalbbrache:* 61, — b, *Weizenfeld im Frühjahr:* 40, — c, *Weizenfeld vor der Ernte:* 43, — d, *Weizenstoppelfeld:* 30, — 3. *Wiesentonboden:* a, *Frühjahrshalbbrache:* 64, — b, *Weizenfeld im Frühjahr:* 50, — c, *Weizenfeld vor der Ernte:* 62, — d, *Gerstenfeld vor der Ernte:* 45, — e, *Weizenstoppelfeld:* 39.
Gesamtartenzahl der Assoziation: 161.
Arten mediterraner Ursprung: 21 = 13,1%.

Daten der Aufnahmen:

1. a, Szeged, Algyő.
17. III.—15. IV. 1951. Deckungswert: 15—95%.
b, Szeged, Algyő.
10. III.—7. V. 1950—1951. Deckungswert: 50—100%.
c, Szeged, Tápé, Sövényháza.
25. V.—21. VI. 1951. Deckungswert: 100%.
d, Szeged, Tápé, Sándorfalva.
22. V.—25. VI. 1951. Deckungswert: 100%.
e, Szeged, Tápé.
22. VI.—26. 1951. Deckungswert: 100%.
f, Szeged.
10—26. VIII. 1950. Deckungswert: 40—90%.

2. a, Tápé, Maroslele.
(27. IV. 1950.) 16—17. IV. 1951. Deckungswert: 40—100%.
b, Tápé, Algyő, Sövényháza.
18. IV.—13. V. 1951. Deckungswert: 90—100%.
c, Tápé, Maroslele.
19. VI. 1951. Deckungswert: 100%.
d, Szeged, Tápé, Maroslele.
4. IX.—1. X. 1950. Deckungswert: 40—100%.

3. a, Szeged, Tápé, Algyő.
15—18. IV. 1951. Deckungswert: 30—90%.
b, Szeged, Tápé, Algyő, Hódmezővásárhely.
8. IV.—16. V. 1951. Deckungswert: 80—100%.
c, Szeged, Tápé, Algyő, Maroslele.
8—19. VI. 1951. Deckungswert: 100%.
d, Szeged, Tápé, Algyő.
17. IV.—19. VI. 1951. Deckungswert: 100%.
e, Szeged, Algyő, Hódmezővásárhely.
18. VIII.—17. IX. 1950. Deckungswert: 40—70%.

Florenspektrum: Kozm 20,5, — Adv 9,9, — Cp 5,0, — Eua 34,8, — Eu 3,7, — Em 1,9, — Kont 4,9, — Pont-M 2,5, — Medit 16,8%.

Ökologisches Spektrum: M 1,2, — H 21,1, — G 6,2, — TH 3,7, — Th 67,8%.

The *Acta Botanica* publish papers on botanical subjects in English, French German, and Russian.

The *Acta Botanica* appear in parts of varying size, making up one volume.

Manuscripts should be addressed to:

Acta Botanica, Budapest 62, Postafiók 440.

Correspondence with the editors and publishers should be sent to the same address.

The rate of subscription to the *Acta Botanica* is 110 forints a volume. Order may be placed with »*Kultura*« Foreign Trade Company for Books and Newspapers (Budapest VI., Magyar Ifjúság útja 21. Account No. 43-790-057-181) or with representatives abroad.

Les *Acta Botanica* paraissent en français, allemand, anglais et russe et publient des travaux du domaine des sciences botanicales.

Les *Acta Botanica* sont publiés sous forme de fascicules qui seront réunis en un volume.

On est prié d'envoyer les manuscrits destinés à la rédaction à l'adresse suivante:

Acta Botanica, Budapest 62, Postafiók 440.

Toute correspondance doit être envoyée à cette même adresse.

Le prix de l'abonnement est de 110 forints par volume.

On peut s'abonner à l'Entreprise du Commerce Extérieur de Livres et Journaux »*Kultura*« (Budapest, VI., Magyar Ifjúság útja 21. — Compte-courant No. 43-790-057-181) ou à l'étranger chez tous les représentants ou dépositaires.

«*Acta Botanica*» публикуют трактаты из области ботаники на русском, немецком, английском и французском языках.

«*Acta Botanica*» выходят отдельными выпусками разного объема. Несколько выпусков составляют один том.

Предназначенные для публикации рукописи следует направлять по адресу:

Acta Botanica, Budapest 62, Postafiók 440.

По этому же адресу направлять всякую корреспонденцию для редакции и администрации.

Подписная цена «*Acta Botanica*» — 110 форинтов за том. Заказы принимает предприятие по внешней торговле книг и газет »*Kultura*« (Budapest, VI., Magyar Ifjúság útja 21. Текущий счет № 43-790-057-181), или его заграничные представительства и уполномоченные.

48,—Ft

INDEX

ACTA BOTANICA

ACADEMIAE SCIENTIARUM HUNGARICAE

ADIUVANTIBUS

V. FRENYÓ, S. JÁVORKA, J. MÁTHÉ, G. UBRIZSY, B. ZÓLYOMI

REDIGIT

R. SOÓ

TOMUS III FASCICULI 3—4

1957

ACTA BOTANICA

A MAGYAR TUDOMÁNYOS AKADÉMIA BOTANIKAI KÖZLEMÉNYEI

SZERKESZTŐSÉG ÉS KIADÓHIVATAL: BUDAPEST, V., ALKOTMÁNY UTCA 21.

Az *Acta Botanica* német, angol, francia és orosz nyelven közöl értekezéseket a botanika tárgyköréből.

Az *Acta Botanica* változó terjedelmű füzetekben jelenik meg, több füzet alkot évenként egy kötetet.

A közlésre szánt kéziratok a következő címre küldendők:

Acta Botanica, Budapest 62, Postafiók 440.

Ugyanerre a címre küldendő minden szerkesztőségi és kiadóhivatali levelezés.

Az *Acta Botanica* előfizetési ára kötetenként belföldre 80 forint, külföldre 110 forint. Megrendelhető a belföld számára az „Akadémiai Kiadó"-nál (Budapest, V., Alkotmány utca 21. Bankszámla 05-915-111-44), a külföld számára pedig a „Kultúra" Könyv- és Hírlap Külkereskedelmi Vállalatnál (Budapest, VI., Népköztársaság útja 21. Bankszámla 43-790-057-181), vagy annak külföldi képviseleteinél, bizományosainál.

Die *Acta Botanica* veröffentlichen Abhandlungen aus dem Bereiche der botanischen Wissenschaften in deutscher, englischer, französischer und russischer Sprache.

Die *Acta Botanica* erscheinen in Heften wechselnden Umfanges. Mehrere Hefte bilden einen Band.

Die zur Veröffentlichung bestimmten Manuskripte sind an folgende Adresse zu senden:

Acta Botanica, Budapest 62, Postafiók 440.

An die gleiche Anschrift ist auch jede für die Redaktion und den Verlag bestimmte Korrespondenz zu richten.

Abonnementspreis pro Band: 110 Forint. Bestellbar bei dem Buch- und Zeitungs-Aussenhandels-Unternehmen »*Kultura*« (Budapest, VI., Népköztársaság útja 21. Bankkonto Nr. 43-790-057-181) oder bei seinen Auslandsvertretungen und Kommissionären.

PÁL KITAIBEL

1757—1817

Von

S. Jávorka

ORD. MITGLIED DER UNGARISCHEN AKADEMIE DER WISSENSCHAFTEN
BOTANISCHE ABTEILUNG DES NATURWISSENSCHAFTLICHEN MUSEUMS, BUDAPEST

Am 3. Februar dieses Jahres feierten wir den 200sten Jahrestag der Geburt Pál Kitaibels, des ersten und für lange Zeit des einzigen ungarischen Naturwissenschaftlers, dessen Name in seinem Zeitalter schon weit über die Grenzen des Landes hinaus bekannt war, ein Bahnbrecher, der durch seine vielseitige Tätigkeit entschieden die Auszeichnung verdient, dass in seinem Vaterland über seinem Andenken die Fackel der Pietät niemals erlischt.

In erster Linie bedeutet die Tätigkeit PÁL KITAIBELS den bewegtesten und in einem auch glorreichsten Abschnitt der im Karpatenbecken beginnenden Floraforschung. Wir können mit Recht KITAIBEL als den ungarischen LINNÉ bezeichnen, zumal seine Tätigkeit bei uns auch den, mit LINNÉS epochaler Wirksamkeit beginnenden Aufschwung bedeutet.

In diesem Zeitabschnitt, um die Wende des XVIII. und XIX. Jahrhunderts, infolge der späten Auswirkungen der 150jährigen Türkenherrschaft, dann durch die Kolonisationspolitik der HABSBURGER, ist für unser ganzes geistiges Leben — trotz den vielfachen vielversprechenden Anfängen und den ersten Versuchen in ungarischer Sprache — im allgemeinen der Stillstand, das späte Erwachen kennzeichnend, obzwar die Nationalkultur sich durch die Erneuerung der Literatur Bahn bricht.

Die allgemeinere Verbreitung der Naturkenntnisse nimmt erst durch die Neuorganisierung der Tyrnauer (Nagyszombat) Universität, die später nach Buda, dann nach Pest übersiedelt wurde, ihren Anfang. Der erste Professor des chemisch-botanischen Faches, JAKAB WINTERL, entfaltet schon eine umfangreiche Forschungs- und Schulungsarbeit und entdeckt die Pflanzenbesonderheiten der weiteren Umgebung von Buda und Pest. Als erster Assistent (Adjunkt) steht zu dieser Zeit schon PÁL KITAIBEL an seiner Seite, um später das Erschliessen der Naturschätze des ganzen Landes, in erster Linie doch den nicht geahnten Reichtum der Pflanzenwelt zu beginnen.

KITAIBEL wurde am 3. Februar des Jahres 1757 zu Nagymarton im Soproner Komitat (heute Mattersburg im zu Österreich gehörenden Burgenland) in West-Ungarn geboren. Seine Eltern waren wohlhabende Landwirte deutscher Muttersprache. Seine Schulen absolviert er in Sopron (Ödenburg) und in Győr (Raab), dann begegnen wir ihm als Jurist an der Budaer Universität, alsbald geht er jedoch auf die medizinische Fakultät über und wird i. J. 1784 als viertjähriger Mediziner zum ersten Assistenten (Adjunkten) neben WINTERL ernannt. Es ist wahrscheinlich, dass er sich anfangs eher seinen chemischen Studien zuwandte, aber zu seinem Wirkungskreis gehörten auch die Pflege, die Vermehrung des Pflanzenmaterials des Botanischen Gartens und auch dessen Übersiedlung. Auch er durchwandert die weitere Umgebung von Buda und Pest, sammelt dort die ersten Pflanzen und Samen, bringt aber auch Tiere und Mineralien heim. An entferntere Reisen kommt erst 1792 die Reihe, von dieser Zeit an erkennt er stets klarer sein Ziel : die Entdeckung der Naturschätze des Landes und ihre Darstellung in einem einheitlichen zusammenfassenden Werk. Das ist nicht nur im Karpatenbecken, aber auch in ganz Südost-Europa — neben der Forschungsreise der Engländer in Griechenland — der erste grossangelegte, bahnbrechende Plan, der dem Zwecke der Aufdeckung des eigenartigen Charakteristikums dieses mächtigen Gebietes dienen sollte.

Diese grösseren Reisen dauerten nahezu zwei Jahrzehnte hindurch, und sozusagen bis auf unsere Zeiten, hat kein Naturforscher das Land in einem

so dichten Netzwerk bereist wie es KITAIBEL trotz der primitiven Reiseverhältnisse unternommen hat. Der Weg den KITAIBEL im Lande im Wagen, zu Pferd oder zu Fuss zurückgelegt hat, dürfte 20 000 km betragen.

Seine Forschungsleidenschaft steigert sich in solchem Masse, dass er — schon Professor an der Universität — seine Enthebung vom Unterricht durchsetzt.

Wahrscheinlich war es im Jahre 1794, dass KITAIBEL die Freundschaft und Gönnerschaft Grafen FRANZ ADAM WALDSTEINS, eines tschechischen Aristokraten ungarischer Staatsangehörigkeit gewinnt. WALDSTEIN war ein Naturfreund ausnahmsweise aufgeklärten Geistes, der sich für alles Schöne und Gute begeisterte, der zahlreiche Entdeckungsreisen KITAIBELS arrangierte, an ihnen teilnahm und auch für die Kosten einzelner gemeinsamer Reisen aufkommt. Der Hauptverdienst WALDSTEINS ist jedoch, dass er die Kosten der Herausgabe ihres gemeinsamen grossen Florawerkes »Icones« vollständig bestritt.

Ihre erste gemeinsame, staatlich unterstützte Reise im Jahre 1795 führt über Bártfa in die Hohe Tátra. Dort besteigen sie in Gesellschaft des Nagyszalóker Botaniker-Geistlichen TAMÁS MAUKSCH die Lomnitzer Spitze. 1796 bewandern sie, neuerlich zusammen, über das Ecseder Moor die Berge in der Umgebung von Nagybánya und durchziehen dann über Mármarossziget die Schneeberge Gross Pietros bei Borsa und ihre Umgebung und entdecken in den Nordost-Karpaten die schönsten Pflanzenbesonderheiten, Endemismen. Im nächsten Jahr durchwandert KITAIBEL die Mátra, im Jahre 1798 studiert er die im warmen Wasser des Pecepatak bei Nagyvárad lebende tropische Pflanze, *Nymphea lotus* und sucht den westlichen Rand des Biharer Gebirges auf. Noch im selben Jahr reisen sie zusammen mit WALDSTEIN nach Berlin, um dort WILLDENOW, einen der führenden Botaniker seines Zeitalters zu besuchen und mit ihm das bis dahin gesammelte Pflanzenmaterial, sowie die Angelegenheit des zur Ausgabe gelangenden grossen Pflanzenatlas, des »Icones« zu besprechen. WILLDENOW fand auch im vorgelegten Material sofort zwei neue Pflanzengattungen, von diesen benannte er die in Slavonien gefundene Malvenart nach dem Entdecker : *Kitaibelia vitifolia* und die vom Ungarischen Mittelgebirge stammende Fingerkrautart: *Waldsteinia geoides*. Eine neue amaryllisartige Gattung benennen sie später *Sternbergia colchiciflora*.

1799 kommt die Reihe an Sárvíz, die Balatongegend und das Mecsekgebirge, 1800 werden wieder die reichen Pflanzenschätze Syrmiens, des Banats, der Sandpuszta von Deliblát, der Umgebung von Oravicza, Herkulesbad und des Kasanpasses aufgedeckt. Im Jahre 1802 kommt es zur grossen Reise nach Kroatien, der Iter croaticum Magnum, in deren Interesse WALDSTEIN in Wien eine grosse Propaganda anlegt. Sie erforschen über Zagreb die Plitvicaer Seen, die Gegend des Schneeberges Plješevica und gelangen auf die sich entlang des Adriatischen-Meeres ziehende mächtige Bergkette Velebit, wo sie nahe an

drei Wochen im Freien verbringen und den Pester Botanischen Garten mit 55 von dort mitgebrachten Pflanzenneuheiten bereichern.

Das nächste Jahr erforscht er über das Mátragebirge die Karpaten des Komitats Bereg, die Berge von Abauj, die Umgebung von Putnok, dann folgt (1804) die Reise durch das Komitat Árva mit der Liptóer Tátra, der Niederen Tátra und der Hohen Tátra, später untersucht er die warmen Wässer im Banat und durchwandert Slavonien. Inzwischen verliert er zwei Jahre durch den neuerlichen Umzug des Botanischen Gartens, und i. J. 1810 wird er, zusammen mit seinem Kollegen TOMTSÁNYI zum Studieren des Erdbebens in Mór entsendet. Seine späteren Reisen in der Mátra, im Komitat Hont, in der Umgebung von Balatonfüred dienen eher seiner Erholung, denn KITAIBEL wird stets kränklicher, tritt deswegen in den Ruhestand und wird von seinen langen Leiden am 13. Dezember 1817 durch den Tod erlöst. Sein Tod erregte allgemeines tiefes Mitgefühl, seine Hinterlassenschaft : das aus 63 Paketen bestehende Herbarium, seine Manuskripte, Tagebücher, die Mineralien- und Gesteinsammlungen kaufte der Palatin JÓZSEF für das Nationalmuseum an.

KITAIBELs naturbeobachtendes Genie lebte sich vor allem in seinen Entdeckungsreisen aus. Seine grossen Reisen in unbewohnten Gegenden, die Besteigung der Hochgebirge waren ohne Zweifel bis dahin beispiellos dastehende Unternehmungen. Auf seinen Reisen wandte er seine Aufmerksamkeit nicht bloss der Pflanzenwelt zu. In seinen Tagebüchern verzeichnet er die Qualität der Böden der durchwanderten Gebiete und die landwirtschaftlichen Produkte der letzteren. Er beschreibt eingehend das Leben der Alpenhirten, ihre Milchwirtschaft. Insbesondere interessieren ihn die Mineralwässer, er schickt Muster in Flaschen gefüllt zwecks chemischer Analyse nach Hause. Er sammelt die volkstümlichen ungarischen, rumänischen, kroatischen Pflanzenbenennungen. Vom Gipfel des Tokajer Berges Umschau haltend, sieht er die Tiefebene schon als eine mit Wassersedimenten ausgefüllte Ebene, und die um sie im weiten Bogen emporragenden Karpaten betrachtet er als die einheitliche Arbeit vulkanischer Kräfte.

Die zahlreichen Pflanzenneuheiten bewegen den fortschrittlich denkenden KITAIBEL dazu, dass er von der starren LINNÉschen Artenauffassung abweichend, den Artenbegriff immer enger zusammenzieht und mit kühnem Entschluss die neu erscheinenden Arten mit neuen Namen belegt.

KITAIBEL und WALDSTEIN, angespornt durch die Erfolge der ersten Sammelreisen, fassen den Entschluss ihre Entdeckung und die Pflanzenwelt Ungarns im allgemeinen, in einer botanischen Prachtausgabe zu veröffentlichen. Derartige Pflanzenatlasse in prächtiger Ausstattung waren am Büchermarkt Europas damals in ihrer Blütezeit. Es war KITAIBELs ewiger Verdienst, dass wir uns in diesem edlen Wettbewerb mit einer so würdigen Arbeit beteiligen konnten. Die hohen Kosten der Ausgabe bestritt WALDSTEIN. Alle 280 Tafeln der in 200 Exemplaren verfertigten Ausgabe — insgesamt also 56 000 Tafeln —

mussten mit Handmalerei ausgestattet werden. Das Werk »Die Beschreibung und Abbildung der selteneren Pflanzen Ungarns« (Descriptiones et icones plantarum rariorum Hungariae) erscheint zwischen 1799 und 1812 in drei mächtigen Folio-Bänden. Das Werk, das in gleicher Weise seinen Autoren und ihrem Vaterlande Ruhm verschaffte, wird heute auf dem internationalen Büchermarkt auf 2000 Dollar geschätzt. Zur Zeit seiner Erscheinung aber, inmitten der damaligen öffentlichen Zustände und der Napoleonischen Kriege wurde es hier zu Hause mit einer ziemlichen Gleichgültigkeit empfangen, während im Ausland, im Sturm des Krieges, zahlreiche Exemplare während des Transportes verloren gingen. Aus der Arbeit KITAIBELs und seines Mitarbeiters nahm aber das Ausland auch so mit Staunen Kenntnis, dass im südöstlichen Teil Europas eine andere, reichere Pflanzenwelt blüht.

Durch das Erscheinen des Icones wurde Ungarn in die Kulturzone Europas einbezogen, in der die Naturschätze der einzelnen Länder als das Ergebnis der Arbeit ihrer eigenen Söhne ans Tageslicht kommen. Die übrigen südöstlichen Teile Europas die ausserhalb der Kulturzone lagen, blieben noch lange Zeit hindurch Terra incognita, oder wurden von den die Entdeckungsreisen unternehmenden Forschern aus dem Westen der wissenschaftlichen Welterschlossen.

Es ist Schade, dass KITAIBEL, als die Fortsetzung der Icones unterblieb, die sich bei ihm immer mehr anhäufenden Pflanzenneuigkeiten nicht veröffentlichte, sondern sie selbstlos, zum grossen Teil vor allem seinem Freunde SCHULTES für die bevorstehende zweite Ausgabe der »Österreichischen Flora«, und auch anderen, so WILLDENOW und N. HOST, usw. überliess. Aber auch so beträgt die Zahl der noch heute gültigen KITAIBELschen oder WALDSTEIN—KITAIBELschen Pflanzennamen 260.

Auch in anderen Zweigen der Naturwissenschaften, wie auf dem Gebiete ihrer praktischen Anwendung können wir mit Recht KITAIBEL als alleinstehenden Polyhistor der damaligen Zeiten bezeichnen. Er analysierte z. B. als erster die Mineralwässer Ungarns und die diesbezügliche Arbeit — die Analyse etwa 70 Quellwässer — wurde nach seinem Tode von seinem Kollegen und Nachfolger JÁNOS SCHUSTER herausgegeben. KITAIBEL entdeckte als erster ein Element, das Tellur in den Mineralien Siebenbürgens und des Börzsöny-Gebirges. Leider beeilte er sich nicht seine Entdeckung der wissenschaftlichen Welt eingehend mitzuteilen, so musste er den Ruhm der Entdeckung mit dem siebenbürger MÜLLER und dem berliner KLAPROTH teilen. Er befasste sich mit den Seifen, entdeckte den Chlorkalk und wandte ihn als erster zur Bleiche der Textilien an. Er befasste sich mit dem Salpeter der Tiefebene (Alföld), mit dem Sammeln des Sodasalzes, mit der Sodaindustrie, mit dem Beregszászer Alaunkochen usw. Wie wir es schon erwähnt haben, wurde er mit seinem Kollegen TOMTSÁNYI zusammen mit dem Studium des Erdbebens in Mór ebenfalls beauftragt. In ihrer klassischen Monographie hierüber wurden das erstemal die isoseistischen Linien benutzt. Auch auf dem Gebiete der Zoologie ist KITAIBEL

der Entdecker mehrerer unserer Säugetiere, Eidechsen. Also hat sich KITAIBEL mit Recht den Namen »ungarischer LINNÉ« verdient.

KITAIBEL schrieb sein Werk in lateinischer Sprache, die damals die Sprache der Wissenschaft war. Zur gleichen Zeit mit seiner Tätigkeit, in Verbindung mit den damals begonnenen Bestrebungen für die ungarische Sprachbewegung und Sprachneuerung, entsteht aber auch die neue wissenschaftliche Terminologie. Das Buch von DIÓSZEGI und FAZEKAS : Magyar Füvészkönyv (Ungarisches Pflanzenbuch), das im Jahre 1807 erschien, ist das erste systematische Werk in ungarischer Sprache, dessen Hauptverdienst in der Erschaffung der urwüchsigen ungarischen botanischen Nomenklatur besteht, im übrigen aber wenig selbständige Beobachtungen aufweist. KITAIBEL und DIÓSZEGI ergänzen einander also in ihrer Tätigkeit und auch ihr Verhalten zueinander ist durch eine gegenseitige Hochschätzung gekennzeichnet.

KITAIBEL hat noch im Jahre 1802 vergeblich versucht eine Naturwissenschaftliche, Wirtschaftliche und Heilkundliche Gesellschaft ins Leben zu rufen. Sein Plan scheiterte einesteils an dem Gleichmut, andernteils an der böswilligen Verzögerung durch die Behörden. Er selbst hingegen wurde von zahlreichen ausländischen wissenschaftlichen Gesellschaften als Mitglied gewählt. Die Nachwelt aber stattet dem Andenken KITAIBELS, des eine neue Epoche verkündenden, grossen einsamen Bahnbrechers, das Tribut der dankbaren Pietät ab. Das Nationalmuseum bewahrt pietätvoll seine hinterlassene Pflanzensammlung, Manuskripte, Tagebücher auf und liess sie wissenschaftlich aufarbeiten, und die Ungarische Akademie der Wissenschaften gab anlässlich der Jahreswende seines 200sten Geburtstages seine Biographie heraus. Ausserdem verkünden in Buda, inmitten einer Reihe wissenschaftlicher Institute, eine nach ihm benannte Strasse und eine Gedenktafel sein Andenken. Nach seinem Namen wurden ausser dem Gattungsnahmen *Kitaibelia* 43 verschiedene Pflanzenarten benannt.

Die von KITAIBEL in Gang gesetzte Floraforschung konnte in den nachfolgenden Zeitabschnitten nur mit mehr oder weniger Schwierigkeiten fortgesetzt werden. Nach den in ziemlich konservativem Geist gehaltenen Arbeiten von AUGUST NEILREICH, FRIGYES HAZSLINSZKY setzen der Österreicher ANTON KERNER, später VINCE BORBÁS, LAJOS SIMONKAI, ÁRPÁD DEGEN, in einer, auf neuer pflanzengeographischer und entwicklungsgeschichtlicher Grundlage beruhenden Artenauffassung die Forschung nach der ungarischen Blütenflora fort, die durch sie im grossen und ganzen auch beendet wird. Die Blütenpflanzen des Karpatenbeckens zusammenfassende »Magyar Flóra« (Ungarische Flora) und der dazu gehörende Illustrationsband Iconographia Florae Hungaricae — dem Andenken KITAIBELS gewidmet — sollen ebenfalls als Abschluss der jahrhundertealten Forschungsarbeit betrachtet werden, die durch KITAIBEL mit Welterfolg eingeleitet wurde und mit der er die Grundlage der Forschung für die Assoziationslehre unserer Tage geschaffen hat.

EXPERIMENTELLE MORPHOLOGISCHE BEOBACHTUNGEN IN DER GEWEBESTRUKTUR DER BLÄTTER VON UNGARLÄNDISCHEN FESTUCA-ARTEN

O. Borsos

SYSTEM.-GEOBOTAN. INSTITUT DER L. EÖTVÖS UNIVERSITÄT, BUDAPEST

(Eingegangen am 12. III. 1957)

I. Einleitung

Im Sommer des Jahres 1956 wurden vier *Festuca*-Arten, namentlich *F. pseudovina*, *F. sulcata*, *F. glauca* und *F. vaginata* einer vergleichenden histologischen Untersuchung unterzogen. Als Grundlage für diese Untersuchungen dienten unsere in den vorangegangenen Jahren an *Festuca*-Arten durchgeführten experimentell-morphologischen Beobachtungen. Wir machten nämlich die Erfahrung, dass die oben angeführten Pflanzen, sobald sie von ihrem ursprünglichen Standort in eine andere Umwelt versetzt wurden, sich in ihrem äusseren Habitus, besonders in bezug auf die Gewebestruktur der Laubblätter, veränderten. Eine sehr charakteristische Veränderung zeigte sich vor allem in der Verteilung des Befestigungsgewebes, in der Anzahl und in der Verteilung der Sclerenchymbündel, sowie in der Anzahl der Bastbündel (siehe Soó, Acta Bot. Acad. Sc. Hung. [1955] S. 188).

Da die Sclerenchymbündel in den Blättern, sowie die Anzahl und die Verteilung der Bastbündel in den systematischen Handbüchern als ein für die einzelnen Arten bezeichnendes Merkmal erwähnt werden, erschien es uns unerlässlich notwendig zu untersuchen, durch welche Umweltsfaktoren die Ausbildung der Gewebestruktur beeinflusst wird und welches Mass die Veränderung, die Reaktion des Organismus erreicht.

An dieser Stelle muss der diesbezügliche erste Kulturversuch von E. Hackel, des Verfassers der *Festuca*-Monographie erwähnt werden, ein Versuch, der auf diesem Gebiete von bahnbrechender Bedeutung war (Monogr. *Festucarum* europ. 1888, S. 56—60). Er war es nämlich, der in der Umgebung von St. Pölten, vom Jahre 1879 an, fünf Jahre lang ungefähr 100 Arten verschiedener Gräser, darunter *Festuca*-Arten und Varietäten, aus den fernsten Gegenden der Welt kultivierte. Er züchtete die Individuen aus dem Samen in gebundenem lehmigem Gartenboden, in offenen, sonnenbeschienenen Parzellen. Nach anfänglicher Berieselung überliess er die Pflanzen später der Natur. Im Laufe seiner Versuche nahm er je zweijährige Beobachtungen vor. Die zusammengefassten Resultate liessen ihn zur Feststellung gelangen, dass

die Entwicklung einer von den Eltern abweichenden Eigenschaft, abgesehen von einigen kleineren Veränderungen — wie z. B. die lange oder mehr lockere Entwicklung der Rispe, der im Vergleich zu dem ursprünglichen Standort etwas höhere Stengel — nicht nachgewiesen werden kann. Seiner Ansicht nach sind also die Kulturversuche bei den *Festuca*-Arten von keinerlei Bedeutung (obwohl er hinzufügt, dass eine beharrliche, mehrere Jahre lang durchgeführte Versuchsserie vielleicht mehr Erfolg haben könnte). Demgegenüber hebt er jedoch die Bedeutung der Variation bei den in der Natur, an verschiedenen Standorten lebenden Exemplaren hervor. An einem luftigen, sonnigen, trockenen Standort entwickeln sich in ihrem Habitus festere, sprödere Exemplare, als an feuchten, schattigen Stellen, wo sich die Blätter verdünnen, ein Umstand, der auf die weniger entwickelte Struktur des Befestigungsgewebes deutet. Die Variation kann jedoch auch vertikal, in den hohen Gebirgen und horizontal, in den verschiedenen Klimazonen nachgewiesen werden (Monographie S. 51).

Einige Jahre später, vom Jahre 1884 an, wurden von FR. KRAŠAN, in der Umgebung von Graz, experimentelle Beobachtungen durchgeführt. Er transplantierte zum Teil *F. sulcata*-Exemplare, zum Teil nahm er einen Anbau in Dolomitfelsen vor und konnte nach einigen Jahren die Umwandlung in die Richtung nach *F. glauca* nachweisen. Hingegen war der reziproke Versuch, d. h. die Umwandlung von *F. glauca* in die Richtung nach *F. sulcata* von keinem Erfolg begleitet (KRAŠAN ÖBZ. XXXVIII. [1888] S. 192—199, Engl. Botan. Jahrb. 1901. S. 180—215).

In einem Kapitel seiner *Festuca*-Monographie berichtet SAINT-YVES (Les *Festuca* de la Section *Eu-Festuca* et leurs variations dans les Alpes maritimes, 1913. S. 28—29) von dem Einfluss der Umwelt auf den Pflanzenorganismus, doch nicht auf eine experimentelle Grundlage, sondern ausschliesslich auf Beobachtungen gestützt. Obwohl die in den Lebensbedingungen abweichende Umwelt gewisse morphologische Veränderungen zustande bringt, wie z. B. an schattigen Stellen den hohen, schlanken Wuchs, die hellgrüne Laubfarbe, oder an trockenen, warmen Standorten einen niedrigeren, mehr gedrungenen Wuchs, eine bläulichgrüne Laubfarbe und ein besser entwickeltes Sclerenchym, ist der Autor der Ansicht, dass diese verschiedenen Formen häufig auch nebeneinander anzutreffen sind. SAINT-YVES fügt noch hinzu, dass selbst der Höhenunterschied des Standortes keine auffallende Differenzierung morphologischer Art verursacht. Als Beispiel führt er *Festuca spadicea* an, deren in einer Höhe von 2000 m und am Meeresstrand in einer Höhe von 300 m wachsende Exemplare — seiner Ansicht nach — keinen Unterschied erkennen lassen.

Die oben beschriebenen eigenen Versuche und dreijährigen Beobachtungen erbringen — im Gegensatz zur Ansicht von HACKEL — den Nachweis, dass in einer künstlichen Kultur verhältnismässig leicht, in einzelnen Fällen innerhalb einiger Monate, eine wesentliche Veränderung eintritt, wie z. B.

in dem anatomischen Aufbau des Blattes. Von unseren diesbezüglichen Resultaten wird bei anderer Gelegenheit berichtet.

Erwähnen müssen wir noch die von A. Horánszky an den Blättern verschiedener *Festuca*-Arten durchgeführten Epidermis-Untersuchungen (Acta Bot. Acad. Sc. Hung. I. [1954] S. 61—87), die zwar an unter natürlichen Umständen lebenden Exemplaren durchgeführt wurden, dennoch aber sehr wertvoll sind, da sie neue Angaben bezüglich der Gewebestruktur der Blätter enthalten.

Während unserer experimentellen Arbeit ergab sich das Problem, auf welche Weise die Entwicklung des bezeichnenden Befestigungsgewebes in den Laubblättern — im Laufe des individuellen Lebens der Arten — vor sich geht. Ferner versuchten wir, davon ausgehend, doch darüber hinaus, auch die Frage zu beantworten, was für eine physiologische Folgerung bezüglich des Ursprungs der einzelnen Arten gezogen werden kann. Im Zusammenhange damit sind in der Literatur zwei einander widersprechende Hypothesen bekannt. Im Sinne der ersten Hypothese entwickelt sich der nicht unterbrochene geschlossene Sclerenchymring in den Blättern gewisser *Festuca*-Arten erst im späten Alter, während der Ring im jugendlichen Alter stets unterbrochen ist. Der aus mehreren Bündeln zusammengesetzte bzw. unterbrochene Sclerenchymring kann also als früheres Merkmal betrachtet werden, als der geschlossene, nicht unterbrochene Ringzustand (Hackel). Demgegenüber werden von denen, die die zweite Hypothese verfechten, jene Arten mit Sclerenchymring, von denen die unterbrochenen bzw. mehrbündeligen Gruppen abgeleitet werden können, als die älteren bezeichnet. Zur Klärung des strittigen Problems trägt auch vorliegende Arbeit bei, denn die experimentellen Beobachtungen bieten aufklärende Angaben bezüglich der Ontogenese der bezeichneten Arten und erleichtern damit — durch eine gewisse Folgerung — die Lösung des Problems.

II. Versuchsmaterial, Methode, Zielsetzung

Als Versuchsmaterial dienten die in der Umgebung von Debrecen, auf dem Gebiete der Sámson-Hügel und von Hortobágy gesammelten Samen von *Festuca pseudovina* Hack. ap. Wiesb., ferner die Samen von *Festuca sulcata* (Hack.) Nym. und *F. vaginata* W. und K. aus der Umgebung von Haláp, schliesslich die Samen der in der Dolomitgegend von Nagyszénás und Csákvár gesammelten Exemplare von *F. glauca* Lam. ssp. *pallens* (Host) Schwarz.

Die Samen der Versuchspflanzen wurden in drei Serien angebaut, und zwar zwei Serien am 21. April in Töpfen, in Komposterde und eine Serie am 28. April im Freien, in schwarzem Sandboden (jede der vier Arten in zweimal 70 cm Reihen). Die Topfpflanzen wurden zuerst im Glashaus gehalten. Später, nach Entwicklung der Keimblätter, verlegten wir eine Gruppe in die westlich gelegene Glasterrasse (A) des botanischen Gartenlaboratoriums, eine andere hingegen — jeweils drei Töpfe von jeder Art — in ein sog. Holländerbeet (B), dessen Glasdach mit einer Beschattungsvorrichtung versehen wurde. (Die Frage der Beschattung lösten wir mit Hilfe einer mit kleinen Spalten versehenen, aus dünnen Brettern zusammengesetzten Vorrichtung). Die Pflanzen der Versuchsstationen A und B wurden nur mit einer minimalen Wassermenge begossen (pro Topf täglich 150 ml.), während die Freikultur nach der Keimung überhaupt nicht mehr begossen wurde und auf die natürliche Nierdeschlagsmenge angewiesen war. Bezüglich der Niederschlagsmenge stehen uns keine eigenen Angaben zur Verfügung. Wir verwenden

deshalb die Angaben der unseren Versuchsstellen am nächsten liegenden meteorologischen Station, wonach sich die monatliche Niederschlagsmenge von Mai bis September folgendermassen verteilte :

Mai : 86,2 mm, Juni : 55,7 mm, Juli : 23,1 mm, August : 20,3 mm, September : 2,6 mm. Die niedrigen Werte lassen die spärliche Niederschlagsmenge in den Sommermonaten erkennen. Auf diese Weise wurden die drei Kulturen in Gebieten eingestellt, die ein jeweils anderes örtliches Klima aufwiesen. Die Glasterrasse (A) zeigt in bezug auf Lufttemperatur, Lichtintensität und Dunstgehalt der Luft einen mittleren Wert, während das Holländerbeet (B) ein Versuchsgebiet mit niedrigerer, doch ausgeglichenerer Temperatur, sehr geringer Lichtintensität und geringem Dunstgehalt der Luft darstellt. Unter allen von uns gemessenen klimatischen Faktoren fanden wir bei der Freikultur (C) das extremste örtliche Klima. Von den mehrfach durchgeführten örtlichen Klimamessungen seien hier zu Vergleichszwecken nur die Angaben einer einzigen Messung mitgeteilt :

Tagesgang der Lufttemperatur, 10. August 1956. (in C° ausgedrückt)

	7h	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19
Glasterrasse	17,5	18,0	18,8	20,0	23,0	26,0	27,1	29,0	30,2	29,0	28,8	28,0	27,2
Holländerbeet	16,2	17,0	19,5	23,6	27,0	29,0	30,0	30,2	30,0	30,2	29,0	27,5	24,0
Freikultur	18,0	18,8	21,8	24,2	25,4	26,8	28,4	29,4	30,8	30,5	29,0	28,4	25,0

Tagesgang der Lichtintensität, 10. August 1956 (mit Eder—Hecht Photometer gemessen)

	7h	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19
Glasterrasse	20	30	50	50	60	60	70	75	60	60	50	50	40
Holländerbeet	40	50	50	50	60	75	60	50	60	50	50	50	30
Freikultur...............	80	95	110	115	115	130	130	120	125	120	100	95	80

Evaporation, Tagesgang am 10. August 1956 (in ml ausgedrückt)

	8h	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19
Glasterrasse	0,0	0,0	0,01	0,2	0,3	0,4	0,5	0,4	0,3	0,3	0,3	0,2
Holländerbeet	0,0	0,0	0,1	0,1	0,2	0,3	0,3	0,2	0,3	0,2	0,2	0,0
Freikultur.....................	0,2	0,2	0,3	0,4	0,5	0,6	0,6	0,5	0,5	0,4	0,5	0,3

Bei den Topfkulturen dauerte die Keimzeit vom 26—28. April, bei den Freikulturen hingegen vom 8—10. Mai. Vom Erscheinen der Laubblätter an (4. bzw. 13. Mai) wurden 5 Monate lang systematische Beobachtungen und Messungen durchgeführt, die sich in erster Reihe auf die anatomische Struktur der Grundblätter bezogen. Untersucht wurden von jeder einzelnen Art drei Töpfe, von jedem Topf stets je drei der nacheinander folgenden, verhältnismässig ältesten Blätter vom demselben Exemplar (also insgesamt 9 Individuen von jeder Art pro Standort). Bei der Freikultur wurden von jeder Art 14 Grundblätter untersucht.

Auf Grund der in der Einleitung mitgeteilten Ausführungen bildete es unsere Aufgabe, die komparative histologische Untersuchung der erwähnten vier *Festuca*-Arten durchzuführen und zwar mit besonderer Rücksicht auf das Befestigungsgewebe der Blätter, sowie auf das Erscheinen und auf die Entwicklung der Bastbündel. Schliesslich wollten wir auf Grund der erzielten Versuchsresultate die phylogenetischen Zusammenhänge auswerten bzw. die entsprechenden Folgerungen ziehen. Zweifellos geben diese Versuche kein vollständiges Bild über die individuelle Entwicklung der angeführten Arten, da sich immer neuere und neuere Fragen ergeben, deren Berücksichtigung eine wichtige Aufgabe der Versuche kommender Jahre sein wird.

Abb. I. Festuca pseudovina Hack. ap. Wiesb. (Sámson-Hügel). Querschnittbild der Blätter. *A)* Laboratorium-Glasterrasse *B)* Holländerbeet *C)* Freikultur 1. Messung am 14. bzw. 20. V. 2. Messung am 24. VI. 3. Messung am 23. VII. 4. Messung am 20. VIII. 5. Messung am 20. IX. Von je zwei Zeichnungen stellt die erste das obere Drittel, die zweite das untere Drittel des Blattes dar

Abkürzungen in den Tafeln und Tabellen

Breite des Blattes .... Br. d. Bl.
Dicke des Blattes............................ D. d. Bl.
Anzahl der Sclerenchymbündel .... Scl.
Anzahl der Bastbündel .... B. Bü.
unteres Drittel des Blattes .... u.
oberes Drittel des Blattes .... o.
mittleres Drittel des Blattes .... m.
Unterbrochener Ring :......................... u. R.
Nicht unterbrochener (geschlossener) Ring ..... n. u. R.
Fast geschlossener Ring .... f. g. R.

Tafel I

Biometrische Angaben der Grundblätter von Festuca

Versuchsstation	14. (20.) Mai						24. Juni					
	Br. d.Bl.	D. d. Bl.	Scl.		B. Bü.		Br. d.Bl.	D. d. Bl.	Scl.		B. Bü.	
	mm		u.	o.	u.	o.	mm		u.	o.	u.	o.
1. Laboratorium-Glasterrasse ..	0,14- 0,18	0,28- 0,35 0,11- 0,15	3	3	3	3	0,22- 0,39	0,42- 0,6 0,16- 0,26	3	3	5	3
2. Holländerbeet	0,14- 0,2	0,28- 0,4 0,11- 0,18	2	2	3	3	0,19- 0,22	0,32- 0,45 0,16 0,23	5	3	5	3
3. Holländerbeet	0,3- 0,41	0,3 0,16- 0,18	2	2	3	3	0,24- 0,34	0,28- 0,35 0,14- 0,18	3	3	3	3
4. Freikultur	0,45	0,31 0,12	3	3	3	3	0,52- 0,56	0,3- 0,58 0,18- 0,22	3	3	5	5

III. Ausführliche Beschreibung der Versuchsresultate

In der Ontogenie der Blätter von *Festuca pseudovina* Hack. ap. Wiesb. (Sámson-Hügel, s. Taf. I. Abb. I) können auf Grund der Gewebestruktur mehrere Grade aufgestellt werden :

1. Die ersten Laubblätter haben in allen drei Versuchsstationen kein Befestigungsgewebe und sind mit drei Bastbündeln versehen.

2. Der nächste Schritt ist die Ausbildung des wenige Zellen enthaltenden Sclerenchymgewebes, das bei den Individuen der Glasterrasse und der Freikultur in drei, bei denen des Hol-

länderbeetes in zwei Bündeln in Erscheinung tritt. Die Anzahl der Bastbündel beträgt drei (s. Abb. I : A. 1, B. a. 1, B. b. 1, C. 1).

3. Im Laufe der Entwicklung sind im unteren und oberen Drittel der Blattfläche gleichmässig drei kleine Sclerenchymbündel zu sehen. Im unteren Drittel können wir gewöhnlich fünf Bastbündel zählen (eine Ausnahme bilden nur einige Individuen des Holländerbeetes, bei denen die Anzahl drei beträgt), hingegen finden wir im oberen Drittel stets drei und nur bei den Individuen der Freikultur fünf.

4. Eine weitere wichtige Veränderung der anatomischen Struktur zeigt sich im Erscheinen des Sclerenchymgewebes mit fünf, wenige Zellen enthaltenden Bündeln und zwar so, dass an den Rändern des Blattes je zwei zu sehen sind. Dieses Bild zeigte sich im unteren Drittel der am 24. Juni untersuchten Blätter von einigen Exemplaren des Holländerbeetes (I. B. a. 1), bei anderen Individuen hingegen, sowie bei den Kulturen der Glasterrasse (23. Juli) im oberen Drittel

pseudovina (Sámson-Hügel) 14. V.—20. IX. 1956

23. Juli						30. August						20. September					
Br. d.Bl.	D. d. Bl.	Scl.		B. Bü.		Br. d.Bl.	D. d. Bl.	Scl.		B. Bü.		Br. d.Bl.	D. d. Bl.	Scl.		B. Bü.	
mm		u.	o.	u.	o.	mm		u.	o.	u	o.	mm		u.	o.	u.	o.
0,32- 0,41	0,42- 0,54 0,15- 0,26	3	5	5	5	0,35- 0,4	0,4- 0,5 0,15- 0,28	3	3	5	5	0,33	0,42- 0,5 0,16- 0,26	3	3	5	5
0,25- 0,39	0,35- 0,55 0,18- 0,25	3	5	5	5	0,2- 0,25	0,32- 0,38 0,16 0,2	3	5	5	5	0,3- 0,31	0,4- 0,48 0,2	3	3	5	5
0,23- 0,26	0,38- 0,5 0,21- 0,26	3	3	5	3	0,22- 0,36	0,4- 0,48 0,15- 0,18	3	5	5	5	0,24- 0,56	0,43- 0,5 0,19- 0,22	3	5	5	5
0,4	0,6- 0,71 0,25- 0,31	3	3	5	5	0,41- 0,7	0,48- 0,77 0,2- 0,32	3	3	5,7	5	0,38- 0,48	0,5- 0,62 0,21- 0,32	3	3	5,7	5,7

des Blattes (I. B. b. 4, A. 3). Die Anzahl der Bastbündel beträgt fünf, eine Ausnahme bilden die Blätter von einigen Individuen des Holländerbeetes, wo im oberen Drittel drei zu zählen sind.

5. Im letzten Stadium der Entwicklung wachsen — infolge der Vermehrung der Zellen — je zwei an den Rändern des Blattes befindliche Sclerenchymbündel zusammen und es bilden sich die drei gleichmässig gut entwickelten Sclerenchymbündel, sowie die fünf Bastbündel (Abb. I. 4, 5, B. a. 5, C. 2, 3).

In der Freikultur ging die oben skizzierte Entwicklung in kürzerer Zeit vor sich, als in den anderen Kulturen, worauf der Umstand weist, dass anlässlich der am 24. Juni vorgenommenen Untersuchung in der Freikultur die charakteristischen drei Sclerenchymbündel und die fünf Bastbündel bereits in der ganzen Länge des Blattes entwickelt waren. Hingegen deuten die August- und September-Angaben bereits auf die Entwicklung von sieben Bastbündeln, was,

Tafel II

Biometrische Angaben der Grundblätter von Festuca

Versuchsstation	14.(20.) Mai						24. Juni					
	Br. d.Bl.	D. d. Bl.	Scl.		B. Bü.		Br. d.Bl.	D. d. Bl.	Scl.		B. Bü.	
	mm		u.	o.	u.	o.	mm		u.	o.	u.	o.
1. Laboratorium-Glasterrasse ..	0,44- 0,48	0,12- 0,18	—	—	3	3	0,18- 0,3	0,35- 0,6 0,15- 0,25	5	3	5	3
2. Holländerbeet	0,31- 0,44	0,12- 0,13	—	—	3	3	0,15- 0,22	0,3- 0,35 0,12- 0,19	3	3	5	3
3. Holländerbeet	0,41- 0,45	0,12- 0,15	—	—	3	3	0,18- 0,2	0,32- 0,45 0,13- 0,22	5	3	5	3
4. Freikultur	0,26- 0,27	0,3 0,12	2	2	3	3	0,4- 0,45	0,44- 0,72 0,2- 0,38	5	3	5	5

wie zu vermuten ist, mit der freieren Nahrungsaufnahme und der sich daraus ergebenden besseren Ernährungsmöglichkeit zusammenhängt.

Die von einem anderen Standort, von der Hortobágy stammenden samenangebauten Individuen von *Festuca pseudovina* zeigen mit geringer Abweichung eine der vorigen ähnliche Entwicklung (s. Taf. II. Abb. II).

1. Im Anfangsstadium entwickelt sich weder in den ersten, noch in den zweiten Laubblättern ein Befestigungsgewebe (II. A. 1, B. a. 1, B. b. 1). Eine Ausnahme bildet nur die Freikultur, wo im zweiten Blatt ein aus einigen Zellen bestehendes kleines Sclerenchymbündel zu sehen ist (C. 1). Die Anzahl der Bastbündel beträgt bei allen drei.

2. Später entwickeln sich an der Blattspitze drei, im unteren Drittel fünf Befestigungsbündel, mit drei bzw. fünf Bastbündeln (A. 2, B. b. 2). Bei der Freikultur bildeten sich auch im oberen Drittel des Blattes fünf Bastbündel (C. 2).

3. Im Laufe der Entwicklung bilden sich auch im oberen Drittel die fünf Sclerenchymbündel, während im unteren Drittel je zwei Bündel, die sich am Rande des Blattes befinden,

infolge der Vermehrung der Zellen, zusammenwachsen. Auf diese Weise finden wir auch hier die regelmässigen fünf Sclerenchymbündel. Die Anzahl der Bastbündel beträgt sowohl an der Spitze, wie auch im unteren Drittel fünf (A. 3—5, B. a. 3—5, C. 4). Dieses Stadium kann auch längere Zeit (z. B. drei Monate) anhalten, wie es z. B. bei den Kulturen des Holländerbeetes und der Glasterrasse der Fall war.

pseudovina (Hortobágy) 14. V.—20. IX. 1956

23. Juli						30. August						20. September					
Br. d.Bl.	D. d. Bl.	Scl.		B. Bü.		Br. d.Bl.	D. d.Bl.	Scl.		B. Bü.		Br. d.Bl.	D. d.Bl.	Scl.		B. Bü.	
mm		u.	o.	u.	o.	mm		u.	o.	u.	o.	mm		u.	o.	u.	o.
0,28- 0,3	0,38- 0,45 0,15- 0,18	3	5	5	5	0,25- 0,35	0,38- 0,45 0,15- 0,26	3	5	5	5	0,25- 0,3	0,4- 0,55 0,16— 0,28	3	5	5	5
0,26- 0,32	0,35 0,16	3	5	5	5	0,26- 0,35	0,38- 0,46 0,2	3	5	5	5	0,3- 0,35	0,42- 0,45 0,2	3	5	5	5
0,22- 0,35	0,36- 0,38 0,15- 0,16	3	5	5	5	0,2- 0,28	0,4 0,16- 0,22	3	5	5	5	0,25- 0,4	0,4 0,2- 0,23	3	5	5	5
0,32- 0,4	0,5- 0,66 0,2- 0,32	3	3	5	5	0,31- 0,55	0,5- 0,69 0,2- 0,3	3	5	5	5	0,5- 0,54	0,5- 0,64 0,21- 0,35	3	3	5	5

4. Letzter Entwicklungsgrad : Je zwei Befestigungsbündel, die sich an der Blattspitze befinden, wachsen — infolge der beschriebenen Zellvermehrung — zusammen und bilden nunmehr entlang der ganzen Blattlänge die charakteristische aus drei Sclerenchymbündeln und fünf Bastbündeln bestehende Gewebestruktur (C. 5).

Der oben skizzierte Entwicklungsgang der Sclerenchymbündel und der Bastbündel kann am vollständigsten bei der Freikultur nachgewiesen werden, während sich in den Blättern der Pflanzen aus den beiden anderen Versuchsstationen die letzte Phase bis zur Beendigung der Beobachtungen nicht entwickelte und so erhielten wir bis zum Ende die unter Punkt 3 beschriebene Gewebestruktur.

Bei der Ausbildung der Gewebestruktur in den Blättern von *Festuca sulcata* (Hack.) Nym. (Haláp) (s. Taf. III. Abb. III.) zeigen sich im wesentlichen dieselbe Phasen wie im Falle von *F. pseudovina.*

1. Der Ausgangspunkt ist auch in diesem Falle der Zustand des ersten (bzw. des zweiten) Laubblattes (A. 1, B. a. 1) mit drei Bastbündeln, ohne Befestigungsgewebe. Dieser Zustand

Abb. II. Festuca pseudovina Hack. ap. Wiesb. (Hortobágy). Querschnittbild der Blätter

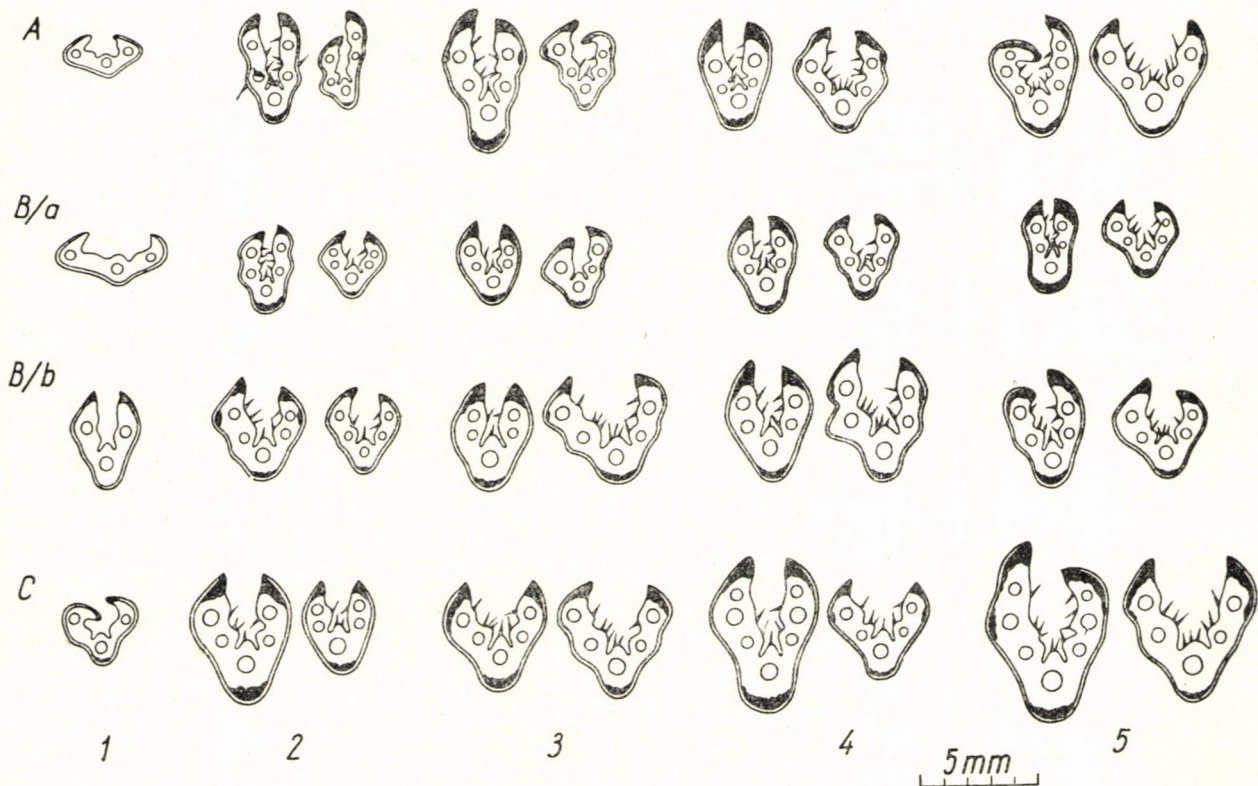



Abb. III. Festuca sulcata (Hack.) Nym. (Umgebung von Haláp). Querschnittbild der Blätter

ändert sich später mit dem Erscheinen von zwei oder drei, wenige Zellen enthaltenden kleinen Sclerenchymbündeln (B. b. 1, C. 1).

2. Im weiteren Verlauf der Entwicklung können entlang der ganzen Länge des Blattes fünf Bastbündel mit drei Sclerenchymbündeln nachgewiesen werden (A. 2, B. a. 2, B. b. 2, C. 2, 3).

3. Den nächsten Schritt bedeuten die im unteren Drittel des Blattes auftretenden fünf Sclerenchymbündel, während sich im Spitzenteil nur drei entwickeln. Die Anzahl der Bastbündel beträgt fünf.

4. Später wendet sich das Bild insoferne, dass im oberen Drittel des Blattes fünf Sclerenchymbündel, im unteren Teil hingegen, infolge der Vermehrung der extremen Befestigungszellen, drei gut entwickelte Bündel mit fünf Bastbündeln entstehen (A. 4, 5, B. b. 3, 4).

Tafel III

Biometrische Angaben der Grundblätter von

Versuchsstation	14. (20.) Mai						24. Juni					
	Br. d.Bl.	D. d. Bl.	Scl.		B. Bü.		Br. d.Bl.	D. d.Bl.	Scl.		B. Bü.	
	mm		u.	o.	u.	o.	mm		u.	o.	u.	o.
1. Laboratorium-Glasterrasse ..	0,32-0,35	0,11-0,12	—	—	3	3	0,18-0,2	0,4-0,5 0,12-0,25	3	3	5	5
2. Holländerbeet	0,48-0,52	0,11-0,12	—	—	3	3	0,18-0,3	0,25-0,35 0,15-0,18	3	3	5	5
3. Holländerbeet	0,26-0,28	0,49 0,25	2	2	3	3	0,29-0,38	0,4-0,45 0,18-0,2	5	3	5	5
4. Freikultur	0,3	0,14-0,29	3	3	3	3	0,46-0,51	0,38-0,65 0,3-0,31	3	3	5	5

5. Schliesslich erhalten wir das regelmässige, oben und unten aus drei Sclerenchymbündeln und fünf Bastbündeln bestehende Strukturbild (B. a. 4, 5, B. b. 5).

Natürlich sind unter den weiter oben beschriebenen Phasen auch solche mit Übergangscharakter anzutreffen, die in der einen Versuchsstation zu dem Zeitpunkte auftreten können, wenn in der anderen bereits eine entwickelte Veränderung beobachtet werden kann. So entwickelten sich z. B. in der Glasterrasse, zur Zeit der Messung am 23. Juli, im oberen und unteren Drittel der Blätter gleichmässig fünf Sclerenchymbündel, als eine Art von Übergangsstruktur zu dem unten über fünf, oben über drei, sowie zu dem oben über fünf und unten über drei Sclerenchymbündel verfügenden Typus (A. 3).

Bei einzelnen teils im Freien, teils in der Glasterrasse kultivierten Exemplaren entwickelten sich — ähnlich wie bei den früher erwähnten *F. pseudovina*-Exemplaren — im unteren Drittel des Blattes sieben Bastbündel, die — auf Grund unserer früheren Erfahrungen — auch in diesem Falle auf die bessere Ernährung deuten dürften (A. 5, C. 4, 5). Eine sehr interessante Veränderung zeigte sich, gleichfalls bei den Individuen der Freikultur, in der letzten Phase der Entwicklung und zwar darin, dass sich die regelmässigen drei Sclerenchymbündel, durch das Erscheinen neuerer Befestigungselemente, in vier gut entwickelte Bündel veränderten. Diese Erscheinung dürfte aller Wahrscheinlichkeit nach mit jenen trockenen Umweltseinwirkungen zusammenhängen, die sich infolge des sehr heissen und niederschlagsarmen Sommers entwickelten.

Festuca vaginata W. und K. (Haláp) (s. Taf. IV, Abb. IV.)

1. Das Anfangsstadium wird durch das vollständige Fehlen des Befestigungsgewebes

Fescuca sulcata (Haláp) 14. V.—20. IX. 1956

23. Juli						30. August						20. September					
Br. d.Bl.	D. d.Bl.	Scl.		B. Bü.		Br. d.Bl.	D. d.Bl.	Scl.		B. Bü.		Br. d.Bl.	D. d.Bl.	Scl.		B. Bü.	
mm		u.	o.	u.	o.	mm		u.	o.	u.	o.	mm		u.	o.	u.	o.
0,28-0,29	0,45-0,58 0,15-0,28	5	5	5	5	0,28-0,35	0,5 0,18-0,27	3	5	5	5	0,35-0,55	0,51 0,18-0,2	3	5	5,7	5
0,25-0,28	0,26-0,31 0,15	3	3	5	5	0,3-0,32	0,38-0,46 0,18-0,2	3	3	5	5	0,2-0,28	0,38-0,4 0,16-0,25	3	3	5	5
0,35-0,53	0,41-0,6 0,21-0,26	3	5	5	5	0,35-0,41	0,5-0,58 0,2-0,28	3	5	5	5	0,32-0,45	0,48-0,5 0,22-0,23	3	3	5	5
0,26-0,41	0,3-0,57 0,15-0,32	3	3	5	5	0,42-0,45	0,48-0,71 0,19-0,35	3	5	5,7	5	0,55-0,6	0,65-0,8 0,27-0,33	3,4	3	5,7	5

am ersten, und durch das teilweise Fehlen desselben am zweiten Blatt, sowie durch drei Bastbündel charakterisiert (A. 1, B. a. 1, B. c. 1).

2. Später erscheinen allmählich — vorerst nur über wenige Zellen verfügende — Sclerenchymbündel (4—5), mit drei Bastbündeln (B. b. 1, C. 1), dann im unteren Drittel des Blattes in ständig wachsender Anzahl 7—9 Bündel mit sieben Bastbündeln, im oberen Drittel hingegen 5—7 kleine Bündel mit fünf Bastbündeln (A. 1, B. b. 3, B. c. 2).

3. Im Laufe der weiteren Entwicklung verwandeln sich mehrere im unteren Drittel des Blattes befindliche Sclerenchymbündel in einen unterbrochenen Ring, während in den Spitzenteilen im allgemeinen sieben bis acht Bündel mit sieben Bastbündeln zu finden sind (B. b).

4. Der im unteren Drittel des Blattes erschienene unterbrochene Ring verwandelt sich schliesslich, infolge der Vermehrung seiner Zellen, in einen geschlossenen, nicht unterbrochenen Ring mit sieben bis neun Bastbündeln, während im oberen Drittel auch weiterhin sieben bis neun Sclerenchymbündel mit sieben Bastbündeln zu sehen sind (B. c. 3, A. 3—5, C. 2).

5. Im weiteren Verlauf ordnen sich auch die Bündel des oberen Blattdrittels in einen unterbrochenen Ring an (B. a. 5, B. b. 5, B. c. 4).

Tafel IV

Biometrische Angaben der Grundblätter von

Versuchsstation	14. (20.) Mai						24. Juni					
	Br. d. Bl.	B. d. Bl.	Scl.		B. Bü.		Br. d. Bl.	D. d. Bl.	Scl.		B. Bü.	
	mm		u.	o.	u.	o.	mm		u.	o.	u.	o.
1. Laboratorium-Glasterrasse	0,48- 0,5	0,16- 0,18	2	2	3	3	0,29- 0,38	0,5- 0,7 0,12- 0,22	9 m:	7 u. R.	7 m:	5 7
2. Holländerbeet	0,41- 0,48	0,11- 0,12	—	—	3	3	0,22- 0,24	0,42- 0,49 0,14- 0,22	4	3	5	5
3. Holländerbeet	0,28- 0,3	0,21 0,12- 0,13	5	5	3	3	0,29- 0,33	0,41- 0,42 0,13- 0,18	u. R.	5	5	5
4. Holländerbeet	0,23- 0,24	0,34 0,15	—	—	3	3	0,18— 0,36	0,32- 0,52 0,15- 0,2	7	7	7	5
5. Freikultur	0,25- 0,26	0,25 0,1	5	5	3	3	0,4- 0,6	0,55- 0,76 0,2- 0,32	n. u. R.	u. R.	7	7

6. Schliesslich bildet sich auch oben der geschlossene, nicht unterbrochene Ring, der also entlang der ganzen Länge des Blattes verläuft. Die Anzahl der Bastbündel erhöhte sich in der Freikultur auf neun (C. 3—5).

In der Freikultur erfolgte die Ausbildung des vollständigen Sclerenchymringes schneller, als in den übrigen Versuchsstationen (was auch aus den Angaben der gleichzeitig durchgeführten

Messungen hervorgeht). Besonders bei einzelnen Individuen des Holländerbeetes kann beobachtet werden, dass der geschlossene, nicht unterbrochene Sclerenchymring erst bei den August- bzw. September-Messungen, in der Freikultur hingegen schon im Juni nachweisbar ist. In den Spitzenteilen konnte sogar die Ausbildung des Befestigungsgewebes zu einem geschlossenen, nicht unterbrochenen Ring bis zum Ende der Vegetationsperiode nur in den Freikulturen beobachtet werden, während in den beiden anderen Versuchsstationen das allerletzte Stadium gar nicht

Festuca vaginata (Haláp) 14. V.—20. IX. 1956

23. Juli						30. August						20. September					
Br. d.Bl.	D. d.Bl.	Scl.		B. Bü.		Br. d.Bl.	D. d.Bl.	Scl.		B. Bü.		Br. d.Bl.	D. d. Bl.	Scl.		B. Bü.	
mm		u.	o.	u.	o.	mm		u.	o.	u.	o.	mm		u.	o.	u.	o.
0,25- 0,38	0,41- 0,6 0,13- 0,23	n. u. R. m:	7 9	7 m:	7 7	0,41	0,55- 0,7 0,19- 0,3	n. u. R.	7	7,9	7	0,48- 0,56	0,65- 0,8 0,23— 0,3	n. u. R.	9	7	7
0,26- 0,3	0,33- 0,4 0,17- 0,2	5	7	5	5	0,25- 0,3	0,35- 0,4 0,14- 0,19	n. u. R.	7	7	5	0,3- 0,4	0,4- 0,42 0,17- 0,19	n. u. R.	5	7	7
0,25- 0,3	0,4- 0,43 0,15- 0,18	u. R.	5	7	5	0,28- 0,29	0,45 0,15- 0,18	u.	R.	7	7	0,33- 0,34	0,4- 0,45 0,15- 0,19	n. u. R.	u. R.	7	7
0.3- 0,38	0.43- 0,45 0,15- 0,17	ı. u. R.	7	7	7	0.32- 0,34	0.45- 0,46 0,14- 0,18	n. u. R.	u. R.	7	7	0.28- 0,3	0.36- 0,42 0,15- 0,22	n. u. R.	u. R.	7	7
0,51- 0,68	0,5- 0,8 0,18- 0,35	n. u.	R.	9	7	0,55- 0,68	0,65- 0,8 0,2- 0,35	n. u.	R.	9	7	0,78- 1,1	0,95- 1,0 0,3- 0,32	n. u.	R.	9	9

zustande kam. Diese Erscheinung steht natürlich in engem Zusammenhang mit den abweichenden Umweltsverhältnissen der drei Versuchsstationen.

Festuca glauca Lam. ssp. *pallens* (Host) Schwarz (Umgebung von Csákvár) (s. Taf. V. Abb. V.). Das Vergleichsmaterial dieser Art ist nicht vollständig und zwar teils deshalb, weil die in der Glasterrasse des Laboratoriums befindlichen Exemplare sehr früh, teils deshalb, weil

Abb. IV. Festuca vaginata W. et K. (aus der Umgebung von Haláp). Querschnittbild der Blätter. In der Zeichnung 2 und 3 der Versuchsstation *A* sehen wir das untere, mittlere und obere Querschnittbild des Blattes

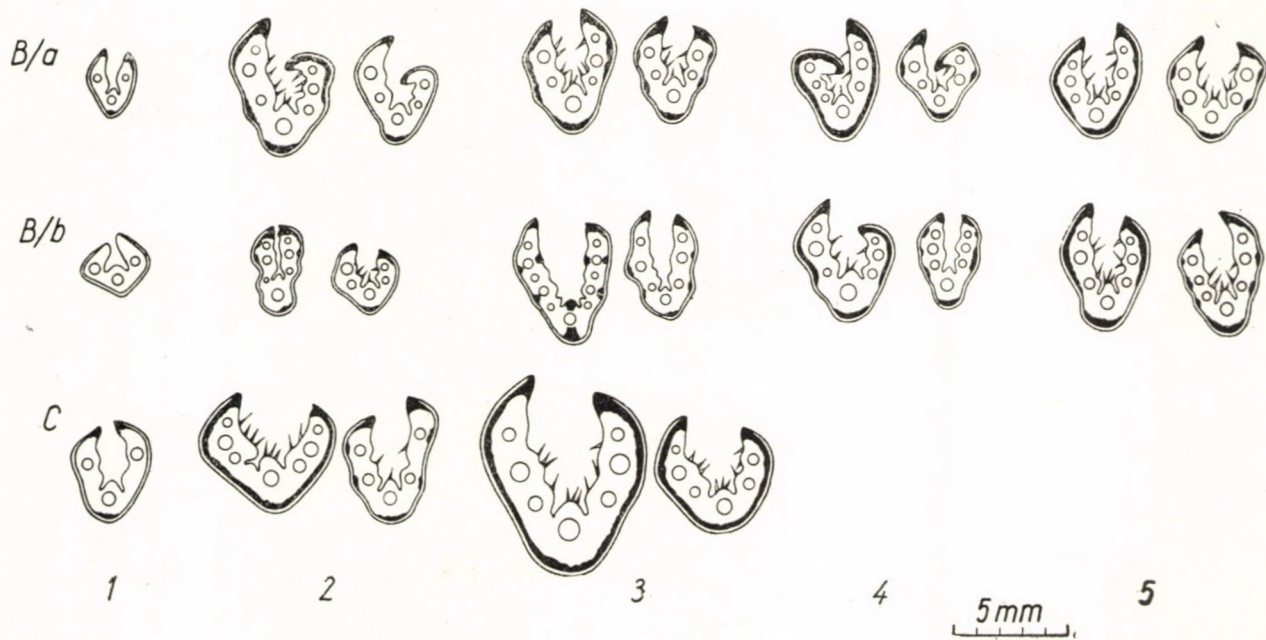



Abb. V. Festuca glauca Lam. ssp. *pallens* (Host) Schwarz (aus der Umgebung von Csákvár). Querschnittbild der Blätter

die Individuen der Freikultur bis zu Ende des Sommers zugrunde gingen. Trotz dieses Mangels waren wir in der Lage den Gang der Entwicklung zu verfolgen.

1. Der Ausgangspunkt ist das Stadium ohne Sclerenchym (erstes Blatt).

2. Zuerst erscheinen bloss zwei, drei aus einigen Zellen bestehende Bündel am zweiten Blatt (B. a. 1, C. 1). (Manchmal verfügt auch dieses Blatt noch über kein Sclerenchym, B. b. 1.) Die Anzahl der Bastbündel beträgt drei.

3. Später entwickelt sich im unteren Drittel des Blattes ein aus mehreren Bündeln bestehender unterbrochener Ring mit sieben Bastbündeln (B. a. 2), während im Spitzenteil drei Bündel und fünf Bastbündel zu sehen sind.

4. Im Laufe der weiteren Entwicklung bildet sich im unteren Drittel ein bereits fast geschlossenes Sclerenchymgewebe mit sechs bis sieben Bastbündeln, gleichzeitig entwickelt sich dieses im oberen Drittel in mehreren Bündeln, als ein unterbrochener Ring mit fünf bzw. sieben Bastbündeln (B. a. 3, B. b. 4—5).

5. Dann bilden die Sclerenchymbündel im unteren Drittel des Blattes einen geschlossenen, nicht unterbrochenen Ring mit sieben Bastbündeln, während im Spitzenteil noch mehrere Bündel mit fünf bzw. sieben Bastbündeln zu sehen sind. (B. a. 4, 5, C. 2).

Tafel V

Biometrischen Angaben der Grundblätter von

Versuchsstation	14 (20.) Mai						24. Juni					
	Br. d.Bl.	D. d. Bl.	Scl.		B. Bü.		Br. d.Bl.	D. d. Bl.	Scl.		B. Bü.	
	mm		u.	o.	u.	o.	mm		u.	o.	u.	o.
1. Holländerbeet	0,11- 0,16-	0,09- 0,15 0,25	3	3	3	3	0,33- 0,43	0,45- 0,58 0,2- 0,23	4	3	7	5
2. Holländerbeet	0,24- 0,26	0,28 0,1- 0,12	—	—	3	3	0,22- 0,28	0,3- 0,38 0,12- 0,15	5	3	7	5
3. Freikultur	0,28- 0,31	0,35- 0,38 0,18- 0,2	3	3	3	3	0,4- 0,57	0,56- 0,58 0,18- 0,22	n. u. R.	7	7	5

6. Schliesslich bilden auch die Befestigungsbündel des oberen Drittels infolge der Zellvermehrung einen geschlossenen, nicht unterbrochenen Ring, nun aber schon in der vollen Länge des Blattes. Die Anzahl der Bastbündel beträgt sieben (C. 3).

Als interessante Erscheinung muss die im Laufe des Monats Juli beobachtete Strukturveränderung der Grundblätter bei einigen Individuen des Holländerbeetes hervorgehoben werden. Hier erhielten wir nämlich im unteren Drittel des Blattes auch ein vom normalen Typus abweichendes Blatt mit vielen Bündeln, das auch auf der inneren und äusseren Fläche mit einem aus je fünf kleinen Bündeln zusammengesetzten Befestigungsgewebe versehen war. (Es ist anzunehmen, dass die abweichende Gewebestruktur mit den infolge der Beschattung herrschenden minimalen Lichtverhältnissen im Zusammenhang steht.) Diese Struktur hatte natürlich keinen

langen Bestand und zur Zeit der folgenden Messung konnte bereits die oben skizzierte regelmässige Struktur beobachtet werden.

Die regelmässige Entwicklung des Sclerenchymringes erfolgte auch bei dieser Art am schnellsten in den Freikulturen (Juni, Juli).

Festuca glauca (Nagyszénás) (s. Taf. VI. Abb. VI.)

1. Das erste Laubblatt verfügt auch hier über kein Befestigungsgewebe und ist mit drei Bastbündeln versehen. In den Kulturen der Glasterrasse zeigt auch noch das zweite Blatt eine ähnliche Struktur (A. 1).

2. Der nächste Schritt ist das Erscheinen von zwei bis fünf, nur aus wenigen Zellen bestehenden Bündeln, die gleichfalls über drei Bastbündel verfügen (B. a. 1, B. b. 1, C. 1).

3. Später sind auch im unteren Teil des Blattes mehrere Bündel zu sehen (B. a. 2), die im weiteren Verlauf einen unterbrochenen Ring mit fünf bis sieben Bastbündeln bilden. Gleichzeitig entwickeln sich im Spitzenteil fünf bis sieben Sclerenchymbündel und drei bzw. fünf Bastbündel (A. 3, B. a. 3, B. b. 3).

4. Infolge der Vermehrung der Zellen schliesst sich der unterbrochene Ring fast zur Gänze, nur an zwei kleinen Stellen ist keine Berührung mit den Befestigungszellen vorhanden.

Festuca glauca (Csákvár) 14. Mai—20. Sept. 1956

23. Juli						30. August						20. September					
Br. d.Bl.	D. d.Bl.	Scl.		B. Bü.		Br. d.Bl.	D. d.Bl.	Scl.		B. Bü.		Br. d.Bl.	D. d.Bl.	Scl.		B. Bü.	
mm		u.	o.	u.	o.	mm		u.	o.	u.	o.	mm		u.	o.	u.	o.
0,32- 0,35	0,45- 0,55 0,17- 0,23	f. g. R.	7	7,6	5	0,32- 0,35 0,2	0,4- 0,52 0,16- 0,2	n. u. R.	7	7	5	0,36- 0,4	0,46- 0,48 0,2	n. u. R.	7	7	5
0,27- 0,42	0,4- 0,58 0,1- 0,18	7 aussen 3 innen	7	11	7	0,24- 0,4	0,44- 0,58 0,18- 0,21	f. g. R.	u. R.	7	7	0,32- 0,38	0,5- 0,55 0,2- 0,22	f. g. R.	u. R.	7	7
0,5- 0,68	0,55- 0,85 0,2- 0,32	n. u.	R.	7	7												

Die Anzahl der Bastbündel beträgt auch weiterhin sieben. Das histologische Bild des oberen Drittels gleicht dem in Punkt 3 beschriebenen (A. 5, B. a. 4, 5, B. b. 4, 5).

5. In der letzten Phase schliesst sich der Ring zur Gänze und vor uns steht der charakteristische geschlossene, nicht unterbrochene Sclerenchymring, vorerst nur im unteren Drittel des Blattes, später auch im oberen Teil, d. h. in der ganzen Länge des Blattes. Auch die sieben Bastbündel verlaufen entlang der ganzen Blattlänge.

Die oben beschriebenen Entwicklungsstadien vollzogen sich bei der Freikultur innerhalb sehr kurzer Zeit, denn die endgültige Struktur war bereits im Laufe des Monats Juli zu beobachten. Demgegenüber konnte in den übrigen Versuchsstationen die letzte Entwicklungsphase bis zum Ende der Vegetationsperiode nicht nachgewiesen werden.

Tafel VI

Biometrische Angaben der Grundblätter von Festuca

Versuchsstation	14. (20.) Mai						24. Juni					
	Br. d.Bl.	D. d. Bl.	Scl.		B. Bü.		Br. d.Bl.	D. d. Bl.	Scl.		B. Bü.	
	mm		u.	o.	u.	o.	mm		u.	o.	u.	o.
1. Laboratorium-Glasterrasse	0,35- 0,38	0,12- 0,13	—	—	3	3	0,22- 0,28	0,32- 0,5 0,15- 0,25	3,4	3	3	3
2. Holländerbeet	0,3- 0,39	0,24- 0,38 0,15- 0,21	5	—	3	3	0,26- 0,29	0,32- 0,4 0,15- 0,2	7,8	5	7	3
3. Holländerbeet	0,34	0,11	2	2	3	3	0,26- 0,36	0,45- 0,56 0,15- 0,21	u. R.	7	7	5
4. Freikultur	0,25- 0,28	0,48- 0,49 0,18- 0,2	3	3	3	3	0,38- 0,72	0,56- 0,95 0,2- 0,38	n. u. R.	f. g. R.	7	7

IV. Zusammenfassung

Die von uns im Sommer des Jahres 1956 in bezug auf die strukturelle Entwicklung der Blätter an *Festuca pseudovina, sulcata, vaginata* und *glauca*-Arten durchgeführten Beobachtungen, können wie folgt zusammengefasst werden.

1. Nach dem Erscheinen einiger Bündel mit wenigen Zellen erreicht das Befestigungsgewebe den Zustand der drei gut entwickelten Bündel (s. *pseudovina* und *sulcata*). Im Laufe der weiteren Entwicklung tritt dann, durch Ausbildung vieler Sclerenchymbündel, zuerst der unterbrochene und schliesslich der geschlossene Sclerenchymring in Erscheinung (s. *vaginata* und *glauca*). Auf diese Weise könnte der in der Einleitung beschriebene, die Entwicklung des Sclerenchyms betreffende Standpunkt von HACKEL auf experimentellem Wege bestätigt werden. Dies umsomehr, da auch die weiter oben skizzierten

glauca (Nagyszénás) 14 V.—20. IX. 1957

23. Juli						30. August						20. September					
Br. d.Bl.	D. d. Bl.	Scl.		B. Bü.		Br. d .Bl.	D. d. Bl.	Scl.		B. Bü.		Br. d.Bl.	D. d. Bl.	Scl.		B. Bü.	
mm		u.	o.	u.	o.	mm		u.	o.	u.	o.	mm		u.	o.	u.	o.
0,32- 0,35	0,4- 0,41 0,15- 0,22	u. R.	7	5	5	0,32- 0,4	0,45- 0,5 0,18- 0,27	n. u. R.	7	7	7	0,42- 0,6	0,5- 0,7 0,2- 0,3	f. g. R.	7	7	5,7
0,29- 0,36	0,38- 0,58 0,15- 0,22	6,7	7	7	5	0,3- 0,34	0,45- 0,55 0,18- 0,2	u. R.	7	7	5	0,36- 0,5	0,52- 0,53 0,2— 0,23	f. g. R.	7	7	5
0,3- 0,32	0,4- 0,46 0,18- 0,2	u. R.	7	7	5	0,3- 0,33	0,45- 0,65 0,18- 0,23	f. g. R.	7	7	5	0,32- 0,4	0,48- 0,58 0,2- 0,22	f. g. R.	7	7	5
0,58- 0,68	0,55- 0,85 0,2- 0,35	n. u. R.		7	7	0,48- 0,52	0,68- 0,8 0,22- 0,35	n. u. R.		7	7	0,41- 0,57	0,7- 0,75 0,22- 0,35	n. u. R.		7	7

Entwicklungsschemen deutlich erkennen lassen, dass die jungen Blätter — oder die jungen Teile des Blattes — unterbrochene Sclerenchymbündel, oder Bündel in geringerer Anzahl enthalten.

2. Auch die Entwicklung der Bastbündel führt von der geringen Anzahl zum Erscheinen der zahlreicheren Bastbündel.

3. Die Anzahl der Sclerenchymbündel oder die Ausbildung der geschlossenen Ringe, ferner die Anzahl der Bastbündel, sind für die einzelnen Arten — doch nur unter gewissen Umständen — charakteristisch. Unter dem Einfluss der veränderlichen oder schon veränderten Umweltsfaktoren, sowie infolge der Plastizität des Pflanzenorganismus, kann sich nämlich die Gewebestruktur innerhalb einer verhältnismässig kurzen Zeit ändern. Auf diese Weise wird z. B. die Beobachtung verständlich, wonach der Entwicklungsgang in den drei Versuchsstationen im wesentlichen zwar übereinstimmte, gewisse Abweichungen aber dennoch nachweisbar waren. So erfolgten z. B. in der Freikultur das

Abb. VI. Festuca glauca Lam. ssp. *pallens* (Host). Schwarz (aus der Umgebung von Nagyszénás). Querschnittbild der Blätter

Erscheinen des Befestigungsgewebes und seine Schliessung zum Sclerenchymring schneller, als in den anderen Versuchsstationen. Ebenso konnte an den Blättern einiger *Festuca sulcata*-Exemplare der Freikultur, nach der Ausbildung der regelmässigen drei Sclerenchymbündel — durch das Erscheinen weiterer Befestigungszellen — die Entwicklung von vier Bündeln beobachtet werden (s. Abb. III. C. 5). Im allgemeinen waren die Blätter der Freikultur den Massen nach viel grösser, als die der Topfkulturen, in manchen Fällen vermehrte sich auch die Anzahl der einzelnen Bastbündel (s. Abb. I. C. 4, 5).

4. Erwähnenswert ist der Umstand, dass der Strukturaufbau in der ganzen Länge des Blattes nicht einheitlich ist. Die Gewebselemente zeigen im oberen Drittel des Blattes eine andere Verteilung, als im unteren Drittel des Blattes. Im allgemeinen können wir im unteren Teil stets das besser entwickelte Gewebebild beobachten. Natürlich ist der Übergang vorhanden, vor allem in der Mitte des Blattes, wo ein Zustand zwischen der abweichenden Gewebestruktur des unteren und des oberen Teiles nachweisbar ist (s. Abb. IV. A. 3).

Schliesslich sei auch noch an dieser Stelle Prof. Dr. R. Soó, Mitglied der Akademie für die wertvollen Ratschläge und für die uns im Laufe der Arbeit freundlichst zur Verfügung gestellte Literatur unser aufrichtiger Dank ausgesprochen.

LITERATUR

1. Dannenberg, I.: (1937) Festuca psamophila Krajina, ihr verwandtschaftlicher Zusammenhang und ihre Stellung in der Flora und Vegetation der Mark Brandenburg. — Verhandl. d. Botan. Vereins. d. Provinz Brandenburg. **77.** S. 90—120.
2. Dannenberg-Markgraf, I.: (1950) Die Gattung Festuca in den Bayerischen Alpen. Berichte d. Bayer. Ges. in München. **28.** S. 195—211.
3. Dannenberg, I.: (1938) Über einige kritische Festuca ovina-Formen in der nordöstl. Schweiz.—Ber. d. geobot. Forschungsinstituts Rübel. S. 51—64.
4. Hackel, E.: (1882) Monographia Festucarum europaearum. Kassel—Berlin.
5. Horánszky, A.: (1954) Die Kenntnis der Festuca-Arten auf Grund der Blattepidermis. — Acta Bot. Acad. Sc. Hung. **1.** S. 61—87.
6. Kirchner, O.—Loew, E.—Schröter, C.: (1908) Lebensgeschichte der Blütenpflanzen Mitteleuropas. 8. Gramineae 1, S. 49—86.
7. Kozlovska, A.: (1925) La variabilité de Festuca ovina en rapport avec la succession des associations steppiques du plateau de la Petite Pologne. — Bull. Acad. Polon. Cl. Mathém. Natur. Sér. B. S. 325—377.
8. Krajina, V.: (1933) Bemerkungen zur Verbreitung und Systematik der Gattung Festuca in den rumänischen Karpathen. Veröffentl. d. Geobot. Institutes Rübel. **10.** sep. 1—30.
9. Krajina, V.: (1930) Monografická studie druhu Festuca varia (Haenke) a Festuca versicolor (Tausch) Krajina.—Spisy vyd. Prirodov. Fakultou Karlovy Univ. 106. S. 1—46.
10. Krajina, V.: (1930.) Adnotationes ad species generis Festuca in Flora Cechoslovenica exsiccata. — Acta Botan. Bohemica. **9.** S. 184—220.
11. Krašan, Fr.: (1888) Reziproke Culturversuche. — Österreichische Botan. Zeitschr. **38.** S. 192—199.
12. Krašan, Fr.: (1901) Ergebnisse meiner neuesten Untersuchungen über die Polymorphie der Pflanzen. — Englers Botan. Jahrbücher. S. 180—215.
13. Litardière, R. de: (1923) Revision du groupe Festuca ovina L. ssp. alpina Hack. — Bull. Soc. Bot. de France **70**. S. 287.

14. LITARDIÈRE, R. DE : (1945) Contribution à l'étude du genre Festuca. — Candollea. **10**. S. 103—146.
15. PIOTROWICZ, M. : (1954) Badania cytologiczne i anatomiczne nad zyworodnymi formami z grupy Festuca ovina L.—Acta Soc. Botan. Polon. **23**. Nr. 1. 43.
16. SAINT-YVES, A. : (1913) Les Festuca de la Section Eu-Festuca et leurs variations dans les Alpes maritimes. Genève. S. 1—218.
17. SOÓ, R. : (1955) Festuca-Studien. — Acta Botan. Acad. Sc. Hung. **2**, S. 187—220.
18. SOÓ, R.—NYÁRÁDY, E. GY. : (1941—1944) Kolozsvár és környéке flórája. (Die Flora von Klausenburg und seiner Umgebung.) Nur in ungarischer Sprache. S. 73.
19. SOÓ, R.—JÁVORKA, S. : (1951) A magyar növényvilág kézikönyve (Handbuch der ungarischen Pflanzenwelt.) Nur in ungarischer Sprache. II. S. 921.
20. UJHELYI, J. : (1954) Újabb eljárás az egyszikűek, különösen a Gramineae-család epidermis szövettani vizsgálatához (Neues Verfahren zur histologischen Untersuchung der Epidermis der Einkeimblättler, besonders der Gramineae-Familie.) Nur in ungarischer Sprache. — Botan. Közl. **45**. S. 227—230.

CHANGES IN THE ORGANIC-ACID AND AMINO-NITROGEN CONTENTS OF PEAS AND MAIZE DURING GERMINATION

By

ÁGNES FALUDI — DÁNIEL

INSTITUTE OF GENETICS OF THE HUNGARIAN ACADEMY OF SCIENCES, BUDAPEST

(Received March 29, 1957)

In the extensive literature concerned with the organic-acid metabolism in seedlings, practically all problems have been approached by way of studying the individual dehydrogenases [1, 2, 7, 14]. Relatively few data are available on the qualitative differences and quantitative changes in the organic-acid composition. TÄUFEL and KRUSEN [13] found that in cereals citric acid concentrates in the embryo, while in legume seeds it is evenly distributed. In rye and barley the citric-acid contents double in the first five days of germination. HOLTON and NOLL [5] chromatographed the organic acids of barley, oats, lupine and pea seeds, as also those of seedlings etiolated or grown in light, respectively. In the seeds they only found a few acids, chiefly oxalic acid, while in the seedlings they also demonstrated the presence of citric, glycolic, malic, malonic, oxalic and succinic acids.

It is a feature common to all these investigations that whole seedlings are worked up in them. Consequently, the issue can only be a resultant of the processes taking place in the parts of the seedling which differ in composition and function. It cannot therefore impart to us closer knowledge of how the organic acids, which have so varied a part to play in metabolism, arise during germination.

A separate analysis of each part of the seedling seemed to offer advantages in studying the problem.

Materials and methods

"Express"-variety peas and maize of the "Mindszenti fehér" variety were the experimental objects. The seeds were made to germinate at 30° C, with about 1,5 ml of distilled water per seed, on filter paper, in Petri dishes. The data characteristic of the germination were recorded in the first five days. For organic acid content 2, 3, 4 and 5-day seedlings were examined. The pea seeds and seedlings, respectively, were dissected in their seed leaf, shoot, and root components, while in maize the endosperm, scutellum, shoot, and root were each observed separately. Samples were collected between 8 and 10 a. m. The experimental samples represented the average of at least 20 seedlings. Three consecutive series were involved in the determinations.

For a closer characterization of the germination the weights and dry-matter contents of the seedling components were measured, and the total nitrogen and amino-nitrogen were determined, the former with KJELDAHL's method, the latter in extract deproteinized with 80 per cent alcohol, by formol titration.

The samples of 1 to 5 g fresh weight used in the determinations of organic acid were thrown into boiling 96 per cent alcohol or liquid air for 30 minutes, the seedling components killed-off were evenly grinded, and the homogenate was centrifuged. Quick fixation was found to be indispensable, for whenever it had been omitted, several acids (e. g. fumaric acid) otherwise not demonstrably present, made their appearance in the extract, and the normal organic-acid components increased considerably in amount.

In samples killed-off in alcohol slightly less acid was found than in those frozen in liquid air, probably because of a certain degree of esterification. Nevertheless, for technical reasons, in our serial determinations we were content with the data obtainable from fixation in alcohol. We preferred this mode of extraction to the widely used methods combined with hydrolysis [4, 12], because it made possible the determination of the free, non-esterified, and physiologically, presumably, more active part of the acid content.

After centrifugation of the homogenate, the supernatant was diluted to 20 times its volume and at once subjected to purification, using PALMER's [11] ion exchange method.

After the impurities had been washed out from them, the acids bound to Amberlite IRA 400 resin, converted to formiate, were extracted, using 6N formic acid. Amberlite IR 120 resin was used in removing the Na^+ ions. The solution was evaporated to dryness, and quantities corresponding to from 0,3 to 1,0 g of fresh weight were dripped on chromatographic paper (SCHLEICHER—SCHÜLL 2043b). Since even the most careful washing left sugars on the resin, which came off together with the acids and, leaving brown stripes near the starting line of the chromatograms, covered up the oxalic acid, impeding at the same time the separation of the acids of higher R_F values, a second step was interpolated on the chromatographic paper to enhance purification. The 1 to 2 cm bits contaminated by sugar were cut off from the chromatograms, and extracting the acids from the paper, new chromatograms were prepared. The solvent used was a 15 : 3 : 1 mixture of ether, acetic acid, and water. Bromophenol blue was employed in developing the chromatograms, and the quantitative assays were based upon the planimetrically determined areas of the spots [6]. Based upon three series, the error involved in the procedure was found to be about 10 per cent for the pure acids, and 15 per cent for the extract.

The amino-acid chromatograms were prepared from 70 per cent alcohol extract. The substance dripped on the paper contained 20 γ of amino-nitrogen. Mixtures of butanol, acetic acid and water (4 : 1 : 5) and of phenol and water (8 : 2) were the solvents.

Results

The root broke through the coat of the seed and the fruit, respectively, in the first 24 hours ; the shoot, on the second day of germination. On the third and fourth day, the root, but particularly the shoot, increased intensively in weight. On the fifth, there appeared the lateral roots, and in maize the adventitious roots as well. The fresh weights of the componental parts of seedlings are presented in Table 1.

The data of the determinations of dry-matter contents in each individual part of the seedlings, made with a view to following up the changes in dry weight, are listed in Table 2.

The data in this table show that in both plants the increase in weight is more intensive in the shoots than in the roots.

On the evidence of the data in Table 3, comprising the changes in the total nitrogen contents, the relative nitrogen content of the pea seed leaf increases in accordance with the findings of MARTOS [10], while in the endosperm and the scutellum of maize it decreases. Following a slight initial increase, the total nitrogen content of the shoots and roots remains unchanged in peas, but decreases in maize.

Table 1

Changes in the weight of pea and maize seedlings in the first five days of germination

	0	1st	2nd	3rd	4th	5th day
Peas	mg±m	mg±m	mg±m	mg±m	mg±m	mg±m
Seed leaf......	245 ±40	439 ±10	450 ±16	444 ±15	429 ±13	412 ±22
Shoot	0,7±0,01	4,1±0,1	15,1±0,7	65,5±2,8	85,5±4,1	105 ±11,3
Roots	1,6±0,04	14,4±0,9	41,3 ±1,8	68,5±1,4	73,4±3,1	81 ±1,2
Whole seedling	247,3	457,5	506,4	578,0	585,9	588,0
Maize						
Endosperm ...	251 ±8	285 ±6	283 ±4	238 ±10	232 ±8	229 ±9
Scutellum	23,6±0,7	64,3±1,3	68,5±0,9	78,7±1,5	80,2±5,1	91,1±7,0
Shoot	1,3±0,01	5,3±0,1	55,8±1,7	153 ±5,4	244,3±7,3	327,9±9,2
Roots	1,6±0,01	16,3±0,1	64,8±2,1	87,1±6,8	113,1±4,5	178,0±5,8
Whole seedling	277,5	370,9	487,1	597,2	669,6	726,5

Table 2

Changes in the dry weight of pea and maize seedlings in the first five days of germination

	0	1st	2nd	3rd	4th	5th day
Peas	mg	mg	mg	mg	mg	mg
Seed leaf..................	213	186	172	155	144	138
Shoot	0,6	1,0	2,0	7,9	8,2	8,4
Roots	1,4	2,1	4,5	6,8	7,1	7,4
Whole seedling	215,0	189,1	178,5	172,7	164,2	149,8
Maize						
Endosperm	218	205	187	157	144	125
Scutellum..................	21,0	24,8	26,4	27,6	27,6	27,3
Shoot	1,2	1,6	7,3	16,3	23,5	29,6
Roots	1,4	3,2	7,3	8,5	10,5	16,5
Whole seedling	241,6	234,6	228,0	209,4	205,6	198,4

The amino-nitrogen content increases in all the parts of the seedlings. In peas, the increase is the highest in the seed leaf; in maize, in the scutellum (Table 4).

The changes in the amino-nitrogen content, expressed as percentages of the total nitrogen, were of the same proportion in all the pea components

Table 3

Total nitrogen contents of pea and maize seedlings during germination (in dry-matter %)

	0	1st	2nd	3rd	4th	5th day
Peas	%±m	%±m	%±m	%±m	%±m	%±m
Seed leaf......	5,44±0,17	6,14±0,08	6,50±0,10	6,76±0,31	7,04±0,12	7,52±0,14
Shoot	7,64±0,19	8,21±0,09	8,43±0,08	8,41±0,11	8,39±0,22	8,40±0,19
Roots	8,00±0,18	9,33±0,15	8,71±0,05	8,69±0,21	8,66±0,08	8,52±0,08
Maize						
Endosperm ...	1,50±0,11	1,41±0,14	1,28±0,07	1,25±0,08	1,17±0,08	1,02±0,03
Scutellum	3,38±0,16	3,46±0,15	3,03±0,22	2,90±0,19	2,53±0,27	2,49±0,09
Shoot	3,04±0,03	8,56±0,08	6,99±0,18	5,39±0,16	5,11±0,30	4,71±0,11
Roots		10,07±0,47	7,32±0,08	6,75±0,07	5,71±0,31	5,34±0,12

Table 4

Amino-nitrogen contents of pea and maize seedlings in the first five days of germination (in mg/g of dry-matter)

	0	1st	2nd	3rd	4th	5th day
Peas	mg	mg	mg	mg	mg	mg
Seed leaf..................	1,06	2,14	3,06	3,79	4,99	8,27
Shoot	3,74	6,65	9,95	11,82	14,08	15,53
Roots	3,65	8,54	10,51	13,51	15,27	16,09
Maize						
Endosperm	0,00	0,15	0,19	0,25	0,27	0,31
Scutellum	1,08	1,80	3,21	4,87	5,49	6,27
Shoot		2,57	2,64	2,91	3,37	3,55
Roots	1,82	2,83	3,22	3,44	3,49	3,45

studied ; (to the fifth day of germination the initial value increased fivefold in the shoots and roots, and about five and a halffold in the seed leaf). In the endosperm of maize the relative amino-nitrogen content departs from a low level, barely demonstrable with the method applied, and by the fifth day of germination it rises to 2 per cent. In the scutellum the amino-nitrogen content in relation to the total nitrogen increases more than eightfold during the 5-day germination, while in the shoots and roots an initial drop is followed by a rise to roughly the original level (Fig. 1).

On the chromatograms prepared from the extracts of pea seedlings the R_F values of the simultaneously run known acids revealed the presence of citric, malic, glycolic, and lactic acid (Fig. 2). According to HOLTON and NOLL [5], pea seedlings contain succinic acid too. In our chromatograms, not infrequently

3*

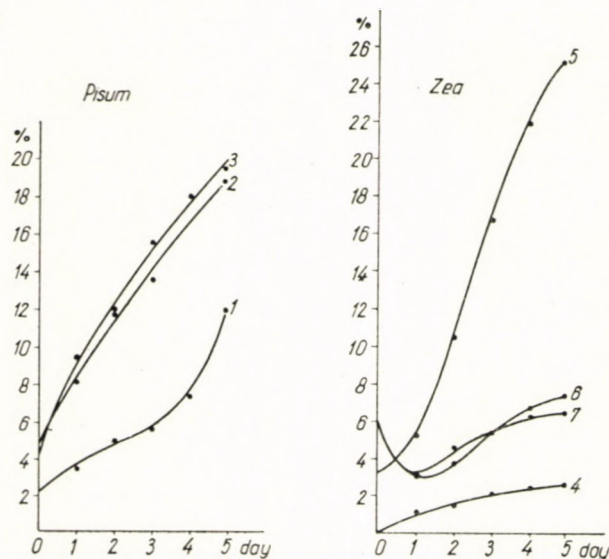



Fig. 1. Amino-nitrogen contents of pea and maize seedlings in % of total nitrogen 1 = cotyledon; 2 = plumule; 3 = radicle; 4 = endosperm; 5 = scutellum; 6 = plumule; 7 = radicle

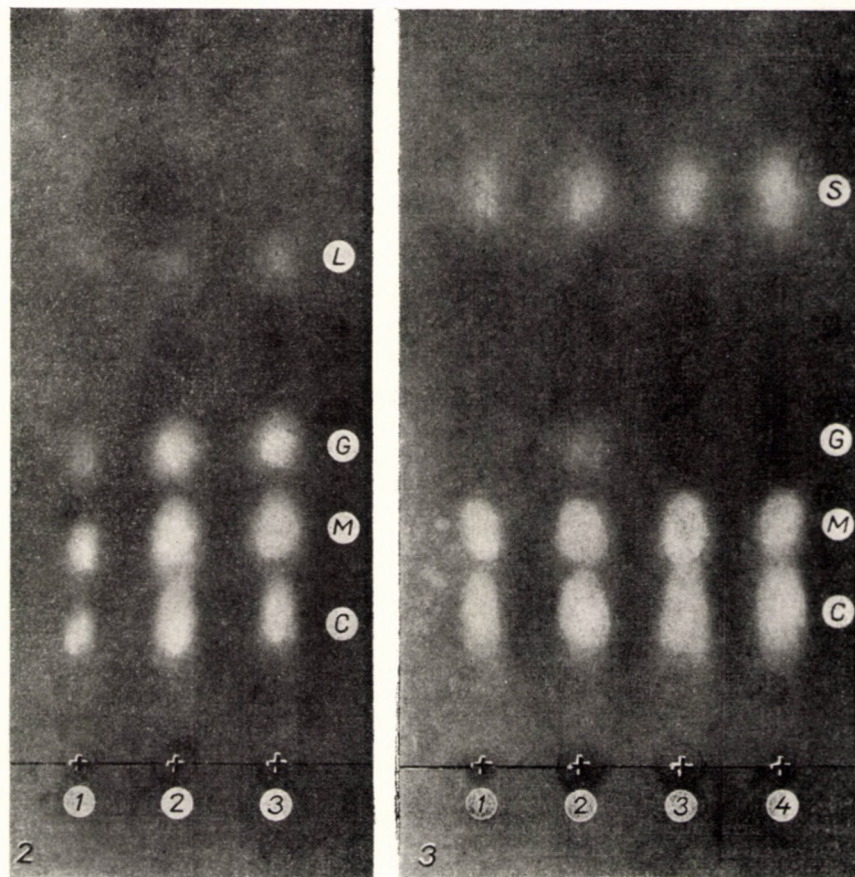



Fig. 2. Organic acids of pea seedling components on 4th day of germination 1 = cotyledon (0,5 g fresh weight); 2 = plumule (0,5 g fresh weight); 3 = radicle (0,5 fresh weight). C = citric acid; M = malic acid; G = glycolic acid; L = lactic acid. *Fig. 3.* Organic acids of maize seedling components on 4th day of germination 1 = endosperm (1,0 g fresh weight); 2 = scutellum (1,0 g fresh weight); 3 = plumule (1,0 g fresh weight); 4 = radicle (1,0 g fresh weight). C = citric acid; M = malic acid; G = glycolic acid; S = succinic acid

and well below the place of succinic acid, a very faint spot of high R_F value made its appearance, but on the strength of the findings of VAS [15] this should be regarded as lactyl lactic acid.

In the shoots and roots of maize citric, malic and succinic, in the endosperm citric and malic, while in the scutellum, in addition to citric, malic and succinic acids, glycolic acid too was found (Fig. 3).

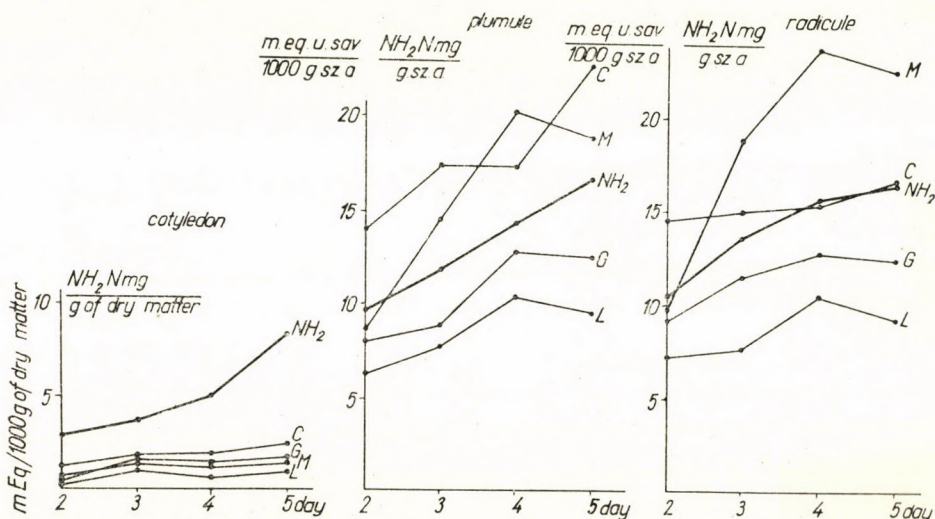



Fig. 4. Changes in the organic-acid content of pea seedling components between the 2nd and 5th day of germination (mEq/1000 g of dry-matter). For abbr. cf. Figs. 1 and 3

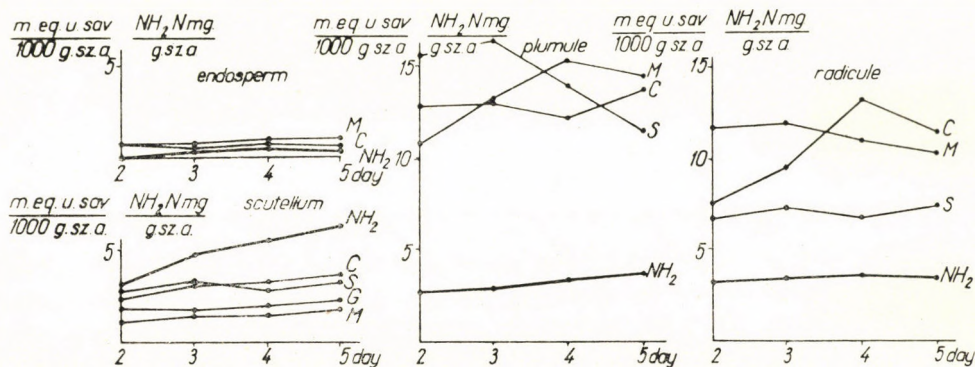



Fig. 5. Changes in the organic-acid content of maize seedling components between the 2nd and 5th day of germination (mEq/1000 g of dry-matter). For abbr. cf. Figs. 1 and 3

Since paper chromatography affords no reliable separation of citric and succinic acid, the citric acid spot was treated as a "citric-acid fraction". The oxalic acid spot, which appeared in the chromatograms in varying size, having been removed in the purification process, could not be included in our work.

The data derived from the quantitative assays of the chromatograms are illustrated in Figs. 4 and 5. In these, the amount of organic acid is referred to dry-matter, but similar relations result from referring it to the individual plant organs.

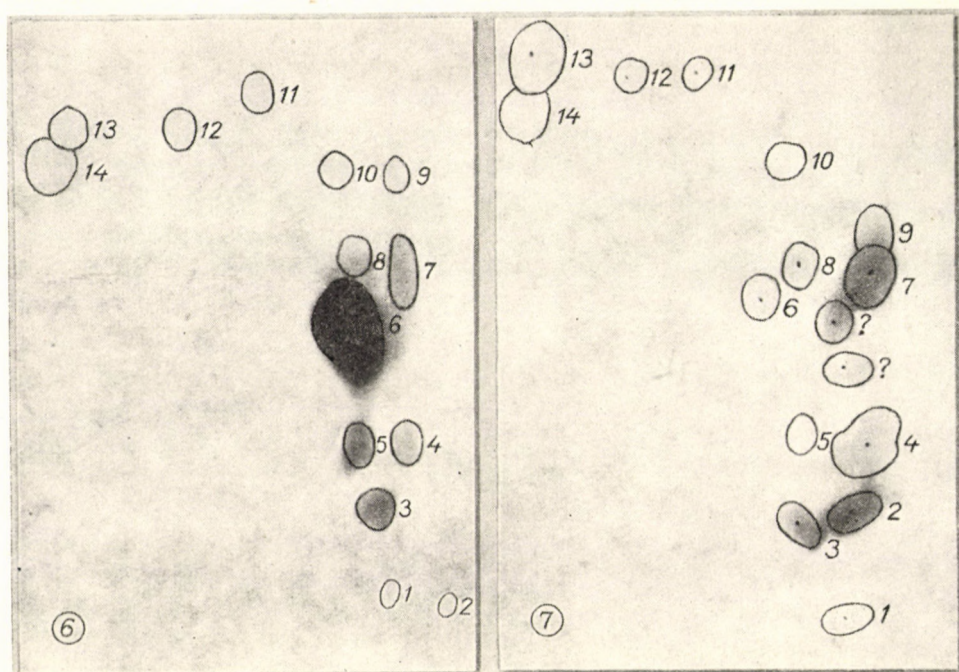



Fig. 6. Amino-acids in 3-day shoots of peas (20 γ NH_2 nitrogen)

1 = asparaginic acid
2 = cystine
3 = serine
4 = glutamic acid
5 = glycine
6 = alanine
7 = histidine
8 = arginine
9 = α-amino-butyric acid
10 = treonine
11 = proline
12 = valine
13 = leucine
14 = isoleucine

Fig. 7. Amino-acids in 4-day shoots of maize (20 γ NH_2 nitrogen)

1 = asparaginic acid
2 = serine
3 = citrulin
4 = glutaminic acid
5 = glycine
6 = alanine
7 = histidine
8 = arginine
9 = — —
10 = treonine
11 = proline
12 = valine
13 = leucine
14 = isoleucine

In the shoots and roots of peas the organic acid content increased considerably during germination, while in the seed leaves it stayed roughly on the same level. Most marked was the increase of malic and citric acid, less so that of glycolic and lactic acid. In the first four days of germination both the amino-

nitrogen and the organic-acid contents continued increasing. On the fifth day, a decrease in the malic and lactic-acid contents showed within the limit of errors, yet consistently in each series. FOLKES et al. [3] report a similar phenomenon in barley seedlings raised in the dark.

In the maize seedling components the increase in the organic-acid content was slight (the succinic-acid content of the shoots even showed a decrease). With the exception of the scutellum, the amino-nitrogen content likewise remained almost on the same level in the components.

The increase in amino-nitrogen concomitant in pea seedlings with one in organic-acid, together with the parallelism in maize seedlings between the unchanging organic-acid content and the constant amino-nitrogen level, appear to indicate that a close correlation may be assumed to exist between the organic-acid and amino-nitrogen increases manifesting themselves during germination. This assumption is favoured by the fact that a high malic-acid content goes hand in hand with a high alanine content in pea seedlings (Fig. 6), and a relatively low malic-acid content with a lower alanine content in maize seedlings (Fig. 7).

Summary

Pea and maize seedlings were studied for their organic-acid and amino-nitrogen contents.

The presence of citric, malic, glycolic and lactic acids was demonstrated in the seed leaves, the shoots, and the roots of pea seedlings. The organic-acid content was found to be considerably less in the seed leaves than in the shoots and roots.

During germination from 2 to 5 days, malic acid was observed positively to increase in the shoots and roots, and, in addition, citric acid in the shoots of pea seedlings.

The endosperm of maize contained only citric and malic acids in significant amounts, but traces of succinic acid were also demonstrable. In the chromatograms prepared from the scutellum there appeared a spot of glycolic acid in addition to that of citric, malic, and succinic acids. In the shoots and roots citric, malic, and succinic acids occurred. In relation to that of the other seedling components, the organic content of the endosperm was found to be low, that of the scutellum higher, and that of the shoots and roots the highest.

From the second to the fifth day of germination the organic-acid contents of the componental parts of the seedlings remained largely on the same level.

A certain degree of parallelism observed between the organic-acid and amino-nitrogen contents would seem to permit the assumption of a closer interrelatedness of the increases in them during germination.

*

The author wishes to express her thanks to Z. NEMES from the Institute of Phytophysiology of the L. Eötvös University for having prepared the photographs, and to MISS MARIA BLASKÓ, laboratory assistant, for assiduous help given.

REFERENCES

1. BENNET-CLARK, T. A. : (1949) Organic Acids of Plants. Ann. Rev. Biochem. **18**, 639—654.
2. BURRIS, R. H. : (1953) Organic Acids in Plant Metabolism. Ann. Rev. Plant Physiol. **4**, 91—114.
3. FOLKES, B. F.—WILLIS, A. S.—YEMM, E. W. : (1952) The Respiration of Barley Plants VII. The Metabolism of Nitrogen and Respiration of Seedlings. New Phytol. **51**, 317—341.
4. GORIS, A.—CANAL, H. : (1939) Sur la formation possible d'esters ethyliques au cours de la stabilisation des végétaux. C. R. Acad. Sci. Paris **209**, 125—126.
5. HOLTON, R. W.—NOLL, C. R. jr. : (1955) A Survey of nonvolatile Organic Acids in Seedlings of some Grasses and Legumes. Plant Physiol. **30**, 384—386.
6. ISHERWOOD, F. A.—HANES, C. S. : (1953) Separation and Estimation of Organic Acids on Paper Chromatograms. Biochem. J. **55**, 824—830.
7. JAMES, W. O. : (1953) Plant Respiration. Oxford.
8. JONES, A. R.—DOWLING, E. J.—SKRABA, W. J. : (1953) Identification of some Organic Acids by Paper Chromatography. Anal. Chem. **25**, 394—396.
9. KREBS, H. A.—EGGLETON, L. V. : (1943) The Effect of Citrate on the Rotation of the Molybdate Complexes of Malate, Citramalate and Isocitrate. Biochem. J. **37**, 334—396.
10. MARTOS, L. : (1956) A sziklevél szerepe a növények életében (The Role of the Cotyledon in Plant Life. Treatise submitted to attain the sc. degree of Candidate).
11. PALMER, K. J. : (1955) Chemical Investigations on the Tobacco Plant. X. Determination of Organic Acid by Ion Exchange Chromatography. Bull. of the Connect. Agr. Exp. Station.
12. PUCHER, G. W.—VICKERY, H. B.—WAKEMAN, A. J. : (1934) Determination of the Acids in Plant Tissues. II. Total Organic Acids in Tobacco Leaf. Ind. Eng. Chem. Anal. Ed. **6**, 140—143.
13. TÄUFEL, K.—KRUSEN, F. : (1952) Verteilung der Citronensäure in den Samen von Leguminosen und Cerealien und ihr Verhalten bei der Keimung. Biochem. Z. 322, 375—379.
14. THIMANN, K. V.—BONNER, W. D. JR. : (1950) Organic Acid Metabolism. Ann. Rev. Plant Physiol. **4**, 91—114.
15. VAS, K. : (1951—52) Néhány szerves sav kimutatása megoszlási kromatográfiával (Some organic acids demonstrated by two-dimensional chromatography). Agrokémia és Talajtan, **1**, 167—180.

DER KARSTBUSCHWALD DES NORDÖSTLICHEN UNGARISCHEN MITTELGEBIRGES (QUERCUS PUBESCENS–PRUNUS MAHALEB NOVA ASS.)

Von

P. Jakucs und G. Fekete

(Eingegangen am 29. V. 1957)

Im Laufe der Untersuchung der Flaumeichen—Karstbuschwälder scheint es notwendig, die zwei Assoziationen der Flaumeichen—Karstbuschwälder, auf dem Gebiete Ungarns schon vorhergehend voneinander abzusondern. Die an vielen Stellen des Ungarischen Mittelgebirges vorkommenden Flaumeichen—Karstbuschwälder sind in dem transdanubischen Teil des Mittelgebirges untersucht, und unter dem Namen *Querceto-Cotinetum* beschrieben worden (Soó 1931, Zólyomi 1950), doch es wurden ausser den teilweise einen Übergangscharakter aufweisenden Beständen des Budaer Gebirges auch die Karstbuschwälder des nordöstlichen Teiles des Mittelgebirges zu diesen einbezogen und unter demselben Namen verzeichnet. Die durch die Charakterarten *Carpinus orientalis*, *Cotinus coggygria*, *Carex halleriana*, *Coronilla coronata*, *C. emerus*, *Mercurialis ovata*, *Crepis nicaeensis* (Zólyomi 1950, Jakucs und Fekete ined.) gut charakterisierbare *Querceto-Cotinetum*-Assoziation kommt jedoch — oftmals auch selbständig, in grösserer Ausbreitung — lediglich auf den, in Transdanubien in südöstlicher Exposition gelegenen Hängen und Plateaus vor, deren Grundgestein grösstenteils Dolomit ist. Scharf abzusondern von dieser Assoziation ist der Flaumeichen—Karstbuschwald des nordöstlichen Teiles des Ungarischen Mittelgebirges, der — sei es, dass er auf Kalkstein (Subass. : *Lathyrus pannonicus* ssp. *collinus*) oder auf Andesit Grundgestein (Subass. : *Poa scabra* Horánszky ined.) auftritt — meistenteils die Randzone eines geschlossenen Hochwaldes nach den offenen Steppenwiesen hin bildet. Diese Assoziation soll unter dem Namen **Quercus pubescens—Prunus mahaleb** Ass. (*Pruneto mahaleb-Quercetum pubescentis* Jakucs & Fekete) abgesondert werden.* Die genaue Absonderung ist notwendig zum Zweck der richtigen und klaren Auslegung des ihm sehr nahestehenden Hochwaldes, des in Mitteleuropa an vielen Stellen auftretenden sog. Kalkeichenwaldes (*Querceto-Lithospermetum* s. lato, non *Querceto-Potentilletum albae!*).

* Eine vorhergehende Absonderung der Karstbuschwälder schon von Jakucs 1955. p. 98—102. Im Nachfolgenden wird die Assoziation in erster Linie auf Grund der Kalkstein-Subass. charakterisiert.

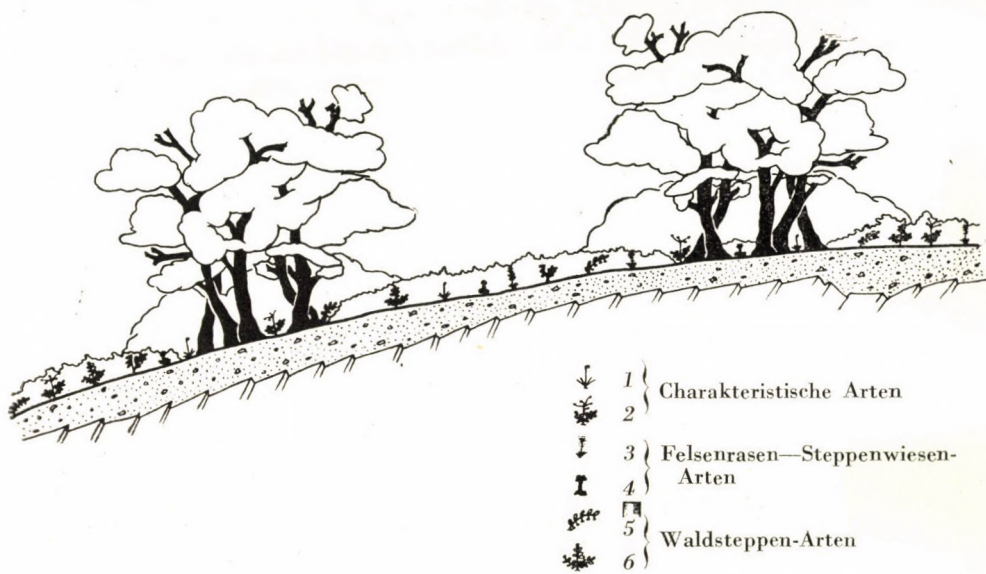
Die *Quercus pubescens—Prunus mahaleb* Assoziation umfasst unter anderen die folgenden Assoziationen: *Quercetum lanuginosae pannonicum* p. p. (DOSTAL 1933), *Quercus pubescens — Lathyrus versicolor* ass. p. p. (KLIKA 1933), *Querceto-Torminalietum orientale* p. p. (JURKO 1951), *Querceto-Cotinetum matricum* (ZÓLYOMI—JAKUCS—BARÁTH—HORÁNSZKY 1951) *Quercus pubescens—Lith. purp.-coerul. Ass.—caricetosum humilis* (MICHALKO 1957). *Geranieto-Querce-*

Physiognomische Verschiedenheit zwischen zwei Karstbuschwald—Haupttypen Ungarns (idealisierte Abbildung).

Abb. 1. In der Krautschicht der Gesellschaft *Querceto-Cotinetum* sind die Felsenrasen-, Steppenwiesen- und Waldarten meistens gemischt vorhanden. Wenn das Erscheinen des Grundgesteins auf der Oberfläche die Anwesenheit des Felsenrasens, bzw. Steppenwiese nicht begründet, dann bilden die Buschwaldflecken mit Gebüschen ein Mosaik (Schibljak-Gepräge).

1. *Carex halleriana*, 2. *Coronilla coronata*, 3. *Artemisia alba* ssp. *saxatilis*, 4. *Sempervivum hirtum*, 5. *Polygonatum odoratum*, 6. *Dictamnus albus*

tum pubescentis (WAGNER 1940), sowie *Quercetum pubescentis praecarpaticum* Subass. *Cotinus coggygria* (FUTÁK 1947) stehen schon mit der *Querceto-Cotinetum* Assoziation in enger Verbindung.

Während *Querceto-Cotinetum* eine Assoziation mit balkan-ostsubmediterranem Gepräge ist, kann die *Quercus pubescens—Prunus mahaleb*-Assoziation durch die starke Abnahme der submediterranen Arten und die Zunahme der kontinentalen Charakterzüge gekennzeichnet werden. Auf Grund ihrer Physiognomie und ihrer Komponenten dürfte sie auf den Südhängen des Mittelgebirges als der Überrest der Waldsteppe des postglazialen warmen Zeitalters betrachtet werden.

Sehr charakteristisch für die physiognomische Erscheinung des *Querceto-Cotinetum* ist, dass sich in ihm keine scharfe Absonderung des Felsenrasen, der Steppenwiese und der Waldarten findet, sondern der Unterwuchs der meistens mit Gesträuch (*Cotinus*) mosaikartig erscheinenden Buschwaldflecken fast homogen ist. Dagegen bildet die *Quercus pubescens — Prunus mahaleb*-Assoziation gewöhnlich nicht mit Gesträuch, sondern mit Steppen-

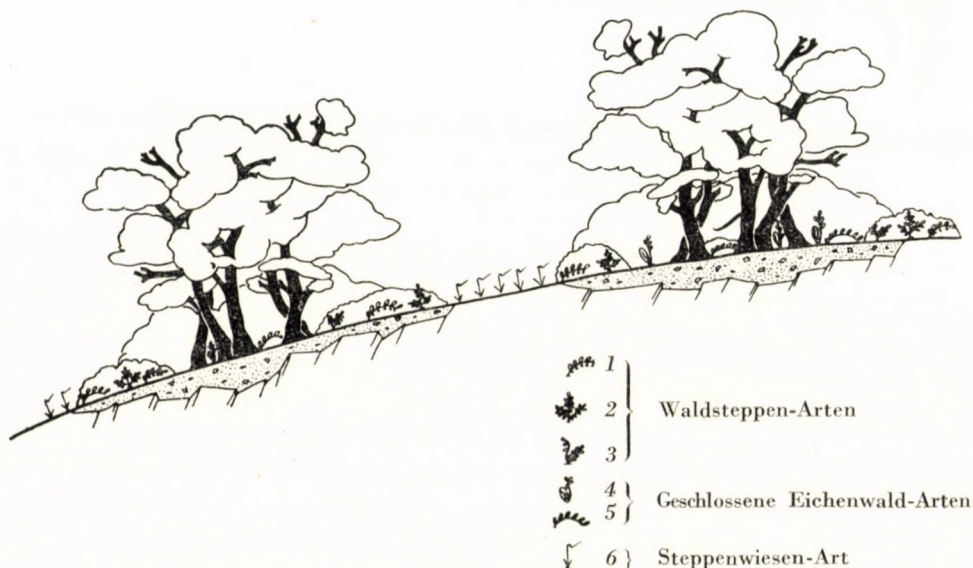



Abb. 2. Bei der *Quercus pubescens—Prunus mahaleb*-Assoziation häufen sich die Waldarten im Innern des Buschwaldfleckens, am Rande des Buschwaldteiles nehmen die Waldsteppen-Arten Platz, und die Felsenrasen- und Steppenwiesen-Elemente gelangen meistens nicht unter den Buschwaldfleck. Die Buschwaldteile bilden immer mit Felsenrasen oder Steppenwiesen ein Mosaik (Rand-Assoziation-Gepräge).

1. *Polygonatum odoratum*, 2. *Dictamnus albus*, 3. *Lathyrus pannonicus* ssp. *collinus*, 4. *Pulmonaria mollissima*, 5. *Lithospermum purpureo-coeruleum*, 6. *Stipa pulcherrima*

wiesen ein Mosaik und die xerothermen Elemente dringen nur mehr äusserst selten in das Innere des Buschwaldfleckens ein.

Da die *Quercus pubescens — Prunus-mahaleb*-Assoziation schon eine ausgeprägte Randassoziation ist (obzwar sie hier an einigen Stellen eine grosse homogene Ausbreitung besitzt), weist sie kaum wirklich gute Charakterarten auf.*

* Die Auswahl der Charakterarten und der konstanten Arten erfolgte auf der Grundlage der je 15 Aufnahmen enthaltenden Listen des Tornaer Karstes und des Bükkgebirges, zwei Glieder der nordöstlichen Hälfte des Ungarischen Mittelgebirges, sowie der Kalksteinteile des Budaer und Piliser Gebirges, wogegen die Differenzialarten durch die 120 Aufnahmen der Karstbuschwälder aus dem ganzen Ungarischen Mittelgebirge festgestellt wurden.

Die Assoziation ist lokal am besten durch *Prunus mahaleb* (F : 5) charakterisiert, der in den Karstbuschwäldern des nordöstlichen Teiles des Ungarischen Mittelgebirges mit einer Konstanz von IV—V erscheint. Mit kleinerer Konstanz, aber noch gute Charakterarten sind die folgenden: *Ferula sadleriana, Veronica spuria* ssp. *foliosa.* Ausser diesen kann die Assoziation ehestens durch solche Arten charakterisiert werden, die ausser ihr auch Glieder des benachbarten geschlossenen Waldes (*Quercetalia pubescentis-petraeae*) oder der mit ihm mosaikartig auftretenden Steppenwiese (*Festucetalia sulcatae*) sind. Unter ihnen ist die sog. Waldsteppenart in grosser Zahl vertreten und eben diese werden auf der nördlichen und westlichen Verbreitungsgrenze der Assoziation häufig die örtlich guten Charakterarten. Die *Quercus pubescens — Prunus-mahaleb*-Assoziation wird innerhalb ihrer ganzen Verbreitung in Ungarn durch folgende Arten charakterisiert : *Quercus pubescens* (mit einer Konstanz von IV—V), *Carex michelii* (II—III), *Carduus collinus* (III—IV), *Geranium sanguineum* (III—V), *Inula conyza* (I—II), *Lathyrus pannonicus* ssp. *collinus* (I—III), *Lithospermum purpureo-coeruleum* (II—V), *Polygonatum odoratum* (II—V). Nur auf dem Tornaer Karst sind noch örtlich *Crepis praemorsa* (II), *Onosma tornensis* (I), lediglich im Bükkgebirge *Prunus fruticosa* (II), *Asyneuma canescens* (III) und im Bükk- und Budaer Gebirge *Iris variegata* (II—III) kennzeichnend.

Die *Quercus pubescens — Prunus mahaleb*-Assoziation besitzt auffallend viele konstante Arten. Innerhalb ihrer Verbreitung in ganz Ungarn sind die folgenden Arten konstant oder subkonstant (IV—V) : *Crataegus monogyna, Prunus mahaleb, Quercus pubescens, Cornus mas, Brachypodium pinnatum, Cynanchum vincetoxicum, Erysimum pannonicum, Euphorbia cyparissias, Festuca sulcata, Galium mollugo* s. l., *Geranium sanguineum, Polygonatum odoratum, Stachys recta, Teucrium chamaedrys.*

Nur auf dem Tornaer Karst sind *Acer campestre, Fraxinus excelsior, Ligustrum vulgare, Rhamnus catharticus, Anthemis tinctoria, Asperula cynanchica, Convolvulus arvensis, Coronilla varia, Helianthemum ovatum, Origanum vulgare, Potentilla arenaria, Satureja vulgaris, Seseli osseum, Viola hirta* konstant oder subkonstant.

Bloss in den Beständen des Bükkgebirges sind folgende Arten konstant oder subkonstant : *Cotinus coggygria, Allium flavum, Melica ciliata, Peucedanum cervaria, Sedum maximum, Verbascum austriacum.*

Nur in dem Piliser und Budaer Gebirge sind *Fraxinus ornus, Chrysanthemum corymbosum, Salvia pratensis, Veronica chamaedrys* konstant oder subkonstant.

Campanula sibirica ist sowohl im Tornaer Karst als auch im Bükkgebirge konstant, während *Asperula glauca* und *Dictamnus albus* im Bükk-, Pilis- und Budaer Gebirge mit einer Konstanz von IV—V auftreten.

Die *Quercus pubescens — Prunus mahaleb*-Assoziation kann von *Querceto-Cotinetum*, mit der sie häufig — z. B. im Budaer Gebirge — vermischt, mit

Übergängen erscheinen kann, durch differenzierte Arten scharf getrennt werden. Die im *Querceto-Cotinetum* fehlenden und in der *Quercus pubescens — Prunus mahaleb*-Assoziation vorhandenen Arten sind : *Acer tataricum*, *Aconitum anthora*, *Anthemis tinctoria*, *Campanula divergentiformis*, *Cotoneaster integerrima* ssp. *nigra*, *Ferula sadleriana*, *Festuca pseudodalmatica*, *Fraxinus excelsior*, *Lappula heteracantha*, *Spiraea media*, usw. Dagegen sind die in der *Quercus pubescens — Prunus mahaleb*-Assoziation fehlenden und im *Querceto-Cotinetum* auch eine grössere Rolle spielenden Arten die folgenden : *Aethionema saxatile*, *Amelanchier ovalis*, *Artemisia alba* ssp. *saxatilis*, *Cotoneaster tomentosa*, *Fraxinus ornus* (im Pilis—Budaer Gebirge in beiden Assoziationen!) *Galium pumilum* ssp. *austriacum*, *Ononis pusilla*, *Plantago argentea*, *Polygala amara*, *Scilla autumnalis*, *Tamus communis*, usw.

Die häufigsten typbildenden Arten des Unterwuchses der *Quercus pubescens — Prunus mahaleb*-Ass. sind *Brachypodium pinnatum*, *Festuca sulcata* und *Carex humilis*. Ausser diesen, vornehmlich am Rande der Buschwaldflecken, können zahlreiche Arten, hauptsächlich von Waldsteppencharakter als Faziesbildner auftreten z. B. : *Gallium mollugo* s. l., *Geranium sanguineum*, *Inula ensifolia*, *Peucedanum cervaria*, *Polygonatum odoratum* usw.

Bei der Einreihung der *Quercus pubescens — Prunus mahaleb*-Assoziation in ein cönologisches System haben wir erstens die Beziehungen der Assoziation zur kontinentalen Waldsteppe in Betracht gezogen. Auf Grund der Arten, die im *Quercion pubescentis-petraeae* Verband nur eine unwesentliche Rolle spielen (*Asyneuma canescens*, *Acer tataricum*, *Carex brevicollis*, *Cytisus albus*, *Doronicum hungaricum*, *Iris aphylla* ssp. *hungarica*, *Iris graminea* ssp. *pseudocyperus*, *Melica altissima*, *Melica picta*, *Nepeta pannonica*, *Prunus fruticosa*, *Phlomis tuberosa*, *Veronica spuria* ssp. *foliosa*)* sowie auf Grund der auch im *Quercion pubescentis-petraeae* Verband auftretenden, aber in unserer Assoziation entscheidend teilnehmenden kontinentalen Waldsteppenarten (*Adonis vernalis*, *Arabis hirsuta*, *Asperula glauca*, *Anemone silvestris*, *Brachypodium pinnatum*, *Bromus inermis*, *Carex michelii*, *Cirsium pannonicum*, *Clematis recta*, *Crepis praemorsa*, *Cynanchum vincetoxicum*, *Cytisus hirsutus* ssp. *leucotrichus*, *Dictamnus albus*, *Dorycnium herbaceum*, *Erysimum pannonicum*, *Filipendula vulgaris*, *Fragaria moschata*, *F. viridis*, *Geranium sanguineum*, *Hypochoeris maculata*, *Inula hirta*, *Iris variegata*, *Laser trilobum*, *Lathyrus pannonicus* ssp. *collinus*, *Melampyrum cristatum*, *Polygonatum odoratum*, *Potentilla recta*, *Peucedanum cervaria*, *Sedum maximum*, *Serratula lycopifolia*, *Stachys officinalis*, *Teucrium chamaedrys*, *Thalictrum minus*, *Thesium linophyllon*, *Veronica teucrium*, *Vinca herbacea*, usw.) haben wir die *Quercus pubescens —*

* Diese Arten sind gleichzeitig auch die Charakterarten des *Aceri — Quercion* Verbandes. Ausserdem können noch einige weiterverbreitete Arten auch als Verbandscharakterarten betrachtet werden, da ihr Hauptgewicht hier liegt, so z. B. : *Carex michelii*, *Iris variegata*, *Pulmonaria mollissima*, *Inula germanica*.

Prunus mahaleb-Assoziation in einen neuen Verband eingereiht, der als östliches Glied der *Quercetalia pubescentis-petraeae* Ordnung aufgefasst werden kann. Den, auf Grund unserer eigenen Ergebnisse der Untersuchungen im Mittelgebirge und auf Grund der Ergebnisse der Untersuchungen des Löss-Plakor-Waldes von B. ZÓLYOMI, gemeinsam aufgestellten, bzw. von der *Quercion pubescentis-petraeae* abgetrennten kontinentalen Waldsteppen-Verband nennen wir **Aceri (tatarici)-Quercion.**

Jene Gesellschaften des *Aceri — Quercion* Verbandes, welche in ebener Lage ausgebildet sind, werden von B. ZÓLYOMI behandelt, bzw. berührt (ZÓLYOMI 1957). Im ungarischen Mittelgebirge zählen wir zum *Aceri — Quercion* Verband ausser der *Quercus pubescens — Prunus mahaleb*-Assoziation noch folgende : *Spiraeetum mediae* (*matricum*) Zólyomi (34)36, *Crataego-Prunetum fruticosae* (Klika 28) Soó (46)47 *pannonicum* Jakucs—Fekete 57, *Tilieto—Fraxinetum* Zólyomi 36 [mit 2 Subass. : a) *caricetosum brevicollis* (*hungaricum*) Zólyomi—Jakucs 57, b) *mercurialetosum* (*matricum*) Zólyomi—Jakucs 57] und *Corneto*—(*Lithospermo-*) *Quercetum* Jakucs—Zólyomi 57 [mit 3 Subass. : a) *pubescentetosum* (*praetransilvanico-matricum*) (Dostál 33) Jakucs—Zólyomi 57, b) *petraeetosum* (*submatricum*) Michalko 57 nova comb, c) *poetosum scabrae* (*matricum*) Horánszky 57.] (Siehe ausführlicher JAKUCS—FEKETE 1957 ined.). In dem *Aceri — Quercion* Verband in Ungarn (besonders im Mittelgebirge) sind die submediterranen Züge noch sehr stark.

Die Ablösung des *Aceri — Quercion* kontinentalen Verbandes von dem *Quercion pubescentis-petraeae* Verband hat das neuerliche Ordnen der Klassifikation der europäischen xerothermen Eichenwälder nötig gemacht. In Sinne unserer Auffassung ist die **Quercetalia pubescentis-petraeae** Ordnung in vier, gleichwertige, von einander mit Charakterarten zu trennende (obgleich öfters ineinander übergehende) Verbände zu teilen : **Buxo-Quercion** (*Quercion pubescentis*) enthält die Gruppe der atlantisch—westsubmediterranen xerothermen Eichenwälder ; **Orneto-Ostryon**, die balkanischen, ost-submediterranen Eichenwälder ; **Aceri-Quercion**, die kontinentalen Waldsteppen-Eichenwälder ; der mitteleuropäische **Quercion petraeae** (ohne *pubescentis !*) aber enthält nur die Reste des im früheren Sinne genommenen *Quercion pubescentis-petraeae.*

Die *Quercus pubescens — Prunus mahaleb*-Assoziation wollen wir ausführlicher — auch von mehreren anderen Gesichstpunkten untersucht (ökologisch, arealgeographisch, zönogenetisch, usw.) — in unserer Monographie über die Karstbuschwälder charakterisieren.

LITERATUR

1. Dostal, J.: (1933) Geobotanický přehled vegetace Slovenského Krasu. Vest. Král. Čes. Spol. Nauk. S. 1—46.
2. Futák, J.: (1947) Xerotermná vegetácia skupiny Knazného Stola. Trnava.
3. Horánszky, A.: (1957) Szentendre—Visegrádi hegység erdői (Die Wälder des Szentendre—Visegráder Gebirges) Manuskript.
4. Jakucs, P.: (1955) Geobotanische Untersuchungen und die Karstaufforstung in Nordungarn. Acta Botanica II. S. 89—131.
5. Jakucs, P.—Fekete, G.: (1957) (ined.) Monographie der Flaumeichen-Karstbuschwälder Südöstlichen Mitteleuropas. Manuskript.
6. Jurko, A.: (1951) Vegetácia stredného Pohornádia. Bratislava.
7. Klika, J.: (1933) Studien über die xerotherme Vegetation Mitteleuropas. II. Xerotherme Gesellschaften in Böhmen. B. B. C. 50, S. 707—773.
8. Michalko, J.: (1957) Geobotanické pomery pohoria Vihorlat. Bratislava.
9. Soó, R.: (1931) Adatok a Balatonvidék vegetációjának ismeretéhez. III. (Beiträge zur Kenntnis der Vegetation des Balatongebietes III.) Magy. Biol. Kut. Int. I. Oszt. Munk. 4, S. 293—319.
10. Wagner, H.: (1941) Die Trockenrasengesellschaften am Alpenostrand. Akad. Wiss. Wien. math.-naturw. Kl. Denkschr., 104.
11. Zólyomi, B.: (1950) фитокенозы и лесомелиорации обнажений гор Буды (Les phytocénoses des montagnes de Buda et le reboisement des endroits dénudés) (Die Phytozönosen des Budaer Gebirges und die Aufforstung der denudierten Stellen). Acta Biologica Hung. 1. S. 7—67.
12. Zólyomi, B.—Jakucs, P.—Baráth, Z.—Horánszky, A.: (1954—55). A Bükkhegységi növényföldrajzi térképezés erdőgazdasági vonatkozású eredményei (Forstwissenschaftliche Ergebnisse der geobotanischen Kartierung im Bükkgebirge) Ungarisch: Az Erdő 1954. Vö. 3, 4, 5., Deutsch: Acta Botanica I. 1955. S. 361—395.
13. Zólyomi, B.: (1957) Der Tatarenahorn-Eichen-Lösswald der zonalen Waldsteppe (Acereto tatarici-Quercetum). — Acta Botanica III. 1957. 401—424.

STUDIES OF THE GERMINATION OF HUNGARIAN WHEAT VARIETIES

By

GY. MÁNDY, J. ZSOLT and GY. PÁL

BOTANICAL RESEARCH INSTITUTE OF THE HUNGARIAN ACADEMY OF SCIENCES, VÁCRÁTÓT

(Received February 23, 1957)

In spite of the fact that in respect to both the extent of the territory under wheat and the quantity of the yield, wheat is the most important cereal in Hungary and although Hungarian wheat has a highly appreciated place in the world market, the problems of its germination have hardly been dealt with in Hungary. Undoubtedly, the problems connected with the germination of wheat are covered by a large world literature ; nevertheless, this does not excuse their considerable neglect in Hungary, all the more so as the characteristics of the germination of the home varieties differ in many respects from the data of foreign varieties. If we want to create an appropriate biological basis for our wheat production then numerous problems of germination connected with our home varieties should be more thoroughly investigated. Our investigations became timely not only owing to the necessity of complementing the above-mentioned deficiency but also in view of the editing of the monograph on the Hungarian flora of economic plants. Publication of local data is above all desirable in this work. Our investigations were started with a view to furthering this work and — contrary to all expectations — they enlarged with hitherto unknown data the scope of knowledge of the germination of wheat.

1. Material and conditions of the experiments

Our investigations were conducted with four selected wheat varieties grown in 1955 : Bánkúti 1201., F. 481., Székács 1055., and UN. 2. The seeds were supplied by the Hungarian Institute for Plant Variety Testing to which we herewith express our thanks. On the first occasion the seeds came from Tordas, the central seed distributing station of the institute, on the second occasion they were supplied by the experimental stations of the institute : Abaújszántó, Iregszemcse and Táplánszentkereszt. Unfortunately the germinating power of the seeds originating from Tordas was not perfect, therefore it was necessary to use in the experiment seeds originating from other places also. From the afore-said stations for plant variety testing we obtained locally grown and stored seeds of excellent power of germination and thus we could avoid using seeds of diminished biological value. The seeds originating from three different crop areas made possible the comparison of different conditions.

Germination was effected in Petri dishes on filter paper according to the usual prescriptions. The germinating seeds were placed in thermostats or thermostat chamber kept at a constant temperature, the latter under permanent illumination with electric lighting. Each setting up was repeated several times and on one occasion 100 seeds were set up three times for germi-

nation. Every effort was made to ensure identical conditions. During the experiments the filter paper was kept damp by means of distilled water, respectively, it was moistened with a variant of determined concentration of the employed solutions. During the experiments temperatures of 5, 10, 15, 20, 25, 30, 35 and 40° C were applied.

2. Germination at different temperatures

In the relevant literature there is a fairly great chaos concerning the "cardinal" (minimum, optimum and maximum) points of the germination of wheat. In numerous books there is a great variety of data as regards the value of the minimum, optimum and maximum temperature. For demonstration we shall publish the data of some well-known books :

	year	minimum C°	optimum C°	maximum C°
Molisch (Data of Sachs, 1882)[6]	1922	5	29	42,5
Molisch (Data of Haberlandt) [6]	1922	0—4,8	25—31	31—37
Jakushkin [2]	1947	3—4	20—25	30—40
Maximov [5]	1948	0,5	23—31	31—37
Nosatovskij [7] publishes several data :	1950			
Haberlandt		—	25	—
Percival		—	22	—
Atterberg		—	17	—
Wilson and Gottes		—	15	—
Walter [8]	1950	3—4,5	25	30—32
Kreybig [3]	1953	3—4,5	25	30—32
Láng [4]	1954	4	25	32

From the compilation it is evident that the different authors — in spite of the fact that they publish identical data also (obtained from the same sources) — give in a diversified manner the value of the "cardinal" points. Our own investigations point out that all these data may be correct, it is, however, regrettable that they are published without fuller particulars because, as regards the "cardinal" points, rather significant divergencies can be observed among the wheat varieties.

In connection with the above-mentioned wheat varieties, we set up the germinating experiments between +5 — +40° C with a gradient of 5° C, and we read daily the number of germinated grains. Of course it would have been better if we could have applied lesser intervals in the degree of temperature, but our equipment did not allow for such exactitude. This would have been particularly important in connection with the minimum and maximum values, but even the values obtained in this manner can be well assessed. In possession of the experimental data difficulties were created by the question, which points of view should be taken into consideration for the determination of the optimum temperature. To wit, four kinds of possibilities presented themselves for the evaluation :

1. The total number of the germinated grains.
2. The earliest date of germination, day.
3. The percentage value of the grains germinated on the first day.

4. **The duration of the germination days.** The following particulars were obtained for the investigated varieties :

1. The total number of germinated grains in per cent

Variety	5	10	15	20	25	30	35	40 C°
B. 1201	87,3	86,6	*90,3*	80,0	42,6	29,0	21,0	0,0
F. 481	53,6	58,0	*99,3*	51,5	29,3	17,0	12,6	0,0
Sz. 1055	95,6	*98,0*	96,6	70,5	43,6	10,0	15,0	0,0
UN. 2	96,0	*100,0*	96,6	80,0	50,0	32,6	24,6	0,0

2. The earliest date of germination, days

Variety	5	10	15	20	25	30	35	40 C°
B. 1201	6	3	3	2	2	2	2	0
F. 481	6	4	3	3	3	3	4	0
Sz. 1055	6	4	3	3	3	3	3	0
UN. 2	6	4	3	3	2	3	3	0

3. % value of the grains germinated on the first day

Variety	5	10	15	20	25	30	35	40 C°
B. 1201	1,6	1,0	2,0	6,0	0,3	2,0	1,3	0
F. 481	1,6	16,6	20,6	18,5	3,6	3,7	1,3	0
Sz. 1055	2,3	47,0	4,0	3,5	0,6	1,3	2,0	0
UN. 2	1,3	51,6	41,6	64,0	1,3	9,6	2,6	0

4. Duration of the germination days

Variety	5	10	15	20	25	30	35	40 C°
B. 1201	9	8	6	10	9	10	10	0
F. 481	12	7	6	3	8	9	8	0
Sz. 1055	8	4	6	5	9	10	10	0
UN. 2	9	8	5	3	8	8	10	0

As regards the optimum, that degree of temperature may be considered as the most favourable at which the sum total of the germination per cent and

that which on the first day is the highest, and where germination ensues quickly and takes the shortest time. Of course, the most conclusive is the number of grains that have maximally germinated. On the basis of all these, the optimum degree of temperature for the germination of the four investigated varieties can be determined as follows :

Bánkúti 1201	15° C	Székács 1055	10° C
F. 481	15° C	UN. 2	10° C

It is evident that these values do not tally with the majority of data in the literature and the varieties cannot be treated indiscriminately either, as is to be seen in several cases. The results of the investigations gave rise to the following considerations.

a) The "cardinal" points of wheat varieties, particularly the optimum temperature, cannot be expressed with one value. It would be desirable to investigate for all the wheat varieties the kinds of variation of the temperature (and other) "cardinal" points.

b) The sowing of varieties must conform to the optimum degree of temperature and it is not advisable to sow too early the wheat varieties with a low "cardinal" point, because the percentage value of germination would be unfavourable, a great number of grains would be destroyed by the saprophytic fungi.

c) The power of germination of varieties should not be judged according to a given norm, but the optimum degree of temperature for the variety should be considered as decisive in this respect. Each variety should be investigated for its power of germination at its optimal degree of temperature.

3. Water intake of grains and the gain in weight during germination

Investigations were conducted with a view to observing how much gain in weight is shown by the grains — soaked in water for 24 hours — of the selected wheat varieties and what changes occur in the weight during the four days of germination.

It seemed of interest to investigate whether differences are shown in the water absorbing capacity of the most important home wheat varieties and how these differences become modified at the different degrees of temperature. In the experiments we used the method which ensures the possibility of the quickest water intake. According to NOSATOVSKIJ [7], "the caryopsis absorbs moisture most rapidly if it is soaked in water". Therefore, we soaked the caryopses in water for 24 hours at diverse temperatures and measured the rate of the water intake with the gain in weight. The results were as follows :

Variety	Weight increase as percentage of the weight of the air-dry grain							
	5	10	15	20	25	30	35	40° C
B. 1201.......	26,3	29,8	37,6	45,2	50,6	55,9	57,5	59,5
F. 481	5,3	24,9	34,9	44,0	46,1	55,3	56,2	57,1
Sz. 1055	28,6	31,7	37,1	42,8	45,0	50,9	52,6	56,8
UN. 2	24,2	29,5	38,2	47,6	48,5	53,6	54,0	56,2

In general, our results tallied with the statement of NOSATOVSKIJ [7] : "The higher the temperature the more energetically does the grain absorb the moisture in the first days of its swelling." In fact the water intake of all the varieties occurs in a relatively uniform manner. Important differences, however, can be observed as to the varieties. It is striking in what slight degree the wheat variety F. 481 absorbes water at a low temperature, while with the rising of the temperature the water intake rapidly increases. This also goes to show that not only the percentage of germination but also the water absorption of this grain is influenced by the low temperature to a greater extent than that of other varieties. From 15° C on the differences between the varieties are not significant any more. The wheat variety F. 481 catches up with the weight increase of the other varieties.

We have also investigated the weight increase of the seedlings of seeds swollen, respectively, germinated on filter paper, and this was done by setting apart for each variety the small and the large seeds. The investigations were effected at a temperature of 20° C with constant illumination by incandescent light of 260 W, from a distance of 1 m, so as to avoid the etiolation of the seedlings. The values shown in the table below indicate the effective weight increase in terms of the percent of the weight of the air-dry grain. The changes in the weights were as follows :

Variety	Size of grain	1000 grain weight g	Daily gain of weight as percentage weight of the air-dry grain			
			1	2	3	4
B. 1201	small	26,5	11,1	23,4	183,9	276,5
	large	57,6	10,9	29,8	60,5	98,8
F. 481	small	19,2	11,0	130,6	293,0	441,0
	large	46,4	10,9	50,1	74,9	153,9
Sz. 1055	small	16,0	10,8	151,3	252,0	412,8
	large	46,4	11,8	53,4	105,3	147,4
UN. 2	small	15,0	11,1	158,5	304,4	456,2
	large	58,0	11,1	55,3	88,6	108,2

It is shown in the table that the percentile gain of weight of the seedlings of the small grains is considerably greater than that of large seeds. On the first day there is hardly any difference between the varieties. Only from the second day on does the gain of weight accelerate. By this time the differences between the seedlings of the small and large seeds become conspicuous, and the varieties differences too. The gain of weight of seedlings of small grains increases 13—15-fold (with the exception of the Bánkúti 1201 variety), while the seedlings of large seeds show a fivefold gain of weight. According to the data in the literature, the grain must attain — by water absorption — a gain in weight of 40 to 50% in order that germination may take an undisturbed course. On the third day this condition is attained for each variety and for each size of grain.

4. Germination of wheat grains in salt solutions of different concentrations

NOSATOVSKIJ [7] writes in his book : "among field conditions the process of swelling and germination is slower than in the moist sand, because there are always salts present in the soil solutions and the more there are the slower the process of swelling will be. That is the reason why swelling and germination are protracted on alkaline soils." At the experimental station of Bezencsuk the water-absorbing capacity and the germination of the grain of the Bjeloturka wheat variety has been investigated under the effect of NaCl and KCl salt solutions. We considered it likewise important to study the germination of home varieties in diluted salt solutions. We used NaCl and KCl salt in solutions of 0,1, 0,25, 0,50, 1,0, 1,5, 2,0, 2,5 and 3,0% of concentration.The experiments were made in thermostat chambers of optimum temperature. Seeds from three different crop areas were made to germinate in the salt solutions (Abaújszántó, Iregszemcse, and Táplánszentkereszt). The results of the germination are shown on the Table on p. 267.

This goes to show that on the whole the varieties react to the salt solutions of different concentration independently of the crop area. Salt solutions of 0,1 to 1,0% influence only slightly the germination of wheat varieties. In geenral the germination per cents are above 90% for the seed of each crop area and of each variety. Above 1% the values of the Bánkúti 1201 variety already decrease. With a salt solution of a 1,5% concentration the varieties — with the exception of the Bánkúti 1201 variety — are still above 90% or near to it. At 2% the values of all the varieties change. The values of the varieties Bánkúti 1201 and Székács 1055 considerably decrease, the values of the wheat F. 481, however, are still above 70%, and somewhat lower values develop for the UN. 2 variety. With additional per cents a rapid decrease in values is to be observed, in fact with salt solutions of 3% concentration germination takes place only in a few per cents. Among the varieties F. 481 is outstanding for its resistance

Variety	Germination % in NaCl solutions of							
	0,1	0,25	0,50	1,0	1,5	2,0	2,5	3,0 cc %
	A) With seeds originating from Abaújszántó							
B. 1201	100,0	100,0	98,0	91,7	63,0	38,0	33,3	3,3
F. 481	100,0	99,7	99,7	98,3	97,7	93,7	88,6	13,0
Sz. 1055	99,7	99,0	98,3	96,3	95,3	28,7	28,3	3,3
UN. 2	99,7	99,7	98,7	97,7	97,7	70,7	55,0	10,0
	B) With seeds originating from Iregszemcse							
B. 1201.......	100,0	99,0	95,0	93,3	91,7	46,7	10,9	3,5
F. 481	100,0	100,0	97,7	96,7	95,0	76,7	69,7	10,7
Sz. 1055	100,0	99,3	99,3	99,0	99,0	51,3	19,7	8,3
UN. 2	98,6	98,3	95,3	93,3	89,0	61,7	49,0	4,0
	C) With seeds originating from Táplánszentkereszt							
B. 1201.......	96,0	89,6	89,5	86,0	85,0	70,7	29,0	2,0
F. 481	99,7	99,3	98,0	92,3	91,3	84,0	60,3	8,0
Sz. 1055	99,7	97,3	97,0	97,0	95,3	83,0	52,0	5,3
UN. 2	99,6	99,0	98,3	96,7	94,0	78,0	40,7	7,0

to salt. The variety UN. 2 follows after. It is striking, how slight is the resistance to salt of the Bánkúti 1201 variety.

At the time of our investigations we also tried to observe whether the grains inhibited with higher salt solutions germinate in cases where the salt solutions were washed off their surface and they were transferred into distilled water or whether the salt solution had a toxic effect upon them. We noticed that in any case the germination per cent increased and that nearly always the best per cents developed at a 1,5% concentration, from then on the germination per cent gradually decreased, but even with a salt solution of 3% the seeds germinated in at least 50%. Hence with the increase of the degree of concentration, the toxic effect of the salt solutions upon the grains gradually increases and thus the percentage of germination always lessens.

Our investigations confirm the data of NOSATOVSKIJ [7], reported in the literature (ABRAMOVICH), according to which "a salt solution of higher concentration delays the germination of the caryopsis". In fact up to a concentration of 1,5% germination commenced on the third day, in the case of salt solutions of 2,0 and 2,5% concentration only on the fourth day, whereas in a salt solution

of 3,0% only on the fifth and sixth days. From this point of view no difference between the varieties could be observed, all of them behaved alike.

NOSATOVSKIJ [7] reports also that potassic salts, particularly the solutions of KNO_3, exercise a stimulating effect on the germination of the caryopsis. We have observed too that, though a slighter stimulation could be ascertained, in a higher concentration it inhibits germination just as the common salt. Compared with common salt, the percentage of germination is somewhat higher. Out of our investigations we shall relate only the effect of KCl solutions above a concentration of 1,5%.

Variety	Percentage of germination in KCl solutions of			
	1,5	2,0	2,5	3,0 % cc
B. 1201..........	65,0	63,0	57,6	7,6
F. 481	62,0	60,0	52,6	8,2
Sz. 1055	98,3	98,0	98,0	19,6
UN. 2	92,6	85,3	47,6	33,6

Great divergencies are to be found in the behaviour of varieties in relation to potassium salts. Thus, the percentage of germination of the Székács 1055 variety is strikingly high as compared to the other varieties, only the UN. 2 variety exceeds it in the salt solution of 3,0%.

NOSATOVSKIJ [7], in his book, writes as follows : "The experiments show that the osmotic pressure of the salt solution influences the amount of water taken up in a unit of time." The inhibitive effect of salt solutions on germination, as a rule, is attributed to the degree of concentration of the solutions. With a view to studying this question we set up a series of experiments with glycerine solutions of similar concentrations. The results relevant to germination were as follows :

Variety	Percentage of germination in glycerine solutions of							
	0,81	2,05	4,10	8,21	12,32	16,42	20,53	24,64 atm. cc
Bánkúti 1201	**98,3**	**90,7**	**90,3**	**84,3**	**83,7**	75,0	**59,7**	**51,6**
F. 481	**99,0**	**98,7**	**98,3**	**97,7**	**93,3**	**90,0**	**82,3**	**82,3**
Székács 1055 .	**99,3**	**98 3**	**98,3**	**97,7**	**91,7**	**87,0**	**69,3**	**63,7**
UN. 2	**99,3**	**98,3**	**98,0**	**96,3**	**94,0**	77,0	**60,7**	44,7

Let us compare the results obtained with NaCl-solutions (the mean values of the three crop areas) with the results in the above Table.

Variety	Percentage values of germination in NaCl solutions of							
	0,1	0,25	0,5	1,0	1,5	2,0	2,5	3,0 cc %
B. 1201	98,7	96,2	94,1	90,3	76,5	51,8	24,4	2,9
F. 481	99,9	99,6	98,4	95,7	94,6	84,8	72,8	10,5
Sz. 1055	99,8	98,5	98,2	97,5	96,5	54,5	33,3	5,6
UN. 2	99,3	99,0	97,4	95,9	93,5	70,1	48,2	7,0

On comparing the two tables it appears that the variety B. 1201 shows in both solutions an early sensitivity to the increase of the concentrations. Accordingly, this variety is particularly sensitive to the osmotic values. While in the other varieties a germination value falling below 90% can be observed only in solutions from a concentration of 12 atm. upwards, the variety B. 1201 already decreases at a value of 8 atm. It is interesting to note that — in solutions of a concentration exceeding 1,5% cc — the decrease of the percentage of germination is for all varieties more energetic in the salt solutions than in the corresponding glycerine solutions. This goes to show that it is not only the osmotic effect that reduces the percentage of germination but also the toxic effect of the salt solution. This is especially conspicuous in the case of the salt solution of 3,0% where between the two kinds of solutions a 6 to 15fold difference in value presents itself. It can be ascertained that the wheat variety F. 481 is the least sensitive not only to the osmotic values of the solution but also to the toxic effect of the salt solution. All these results show that the F. 481 wheat should have a rather satisfactory germinating power even in salt containing soils. The dominant character of this property of the F. 481 wheat is proved by the behaviour of the UN. 2 wheat. According to the data in the Table, the UN. 2 wheat follows closely behind the F. 481 wheat as to its values. Its behaviour is explained by its origin. Its breeder, KÁROLY UDVAROS, obtained this variety through crossing the F. 481 and Bánkúti 1201 varieties. It may be safely stated that the UN. 2 variety inherited its considerable resistance to salt from its F. 481 parent, albeit this faculty had been somewhat vitiated by its other parent, Bánkúti 1201.

It seems to be interesting to compare our own results with those obtained in the field. KÁROLY UDVAROS carried out, in 1955—1956, comparative experiments with the investigated wheat varieties, all but the Székács 1055 variety, on the alkaline soil of the Hortobágy. The yield of q/cadastral yoke (1,42 acres) for the different varieties was as follows (communication by letter) : 5,26 q for F. 481, 8,28 q for UN. 2/152 D and 1,74 q for Bánkúti 1201. It is evident that the varieties F. 481 and UN. 2 yielded a considerable crop on the alkaline soil, whereas the Bánkúti 1201 variety fell far behind them. We do not try to find connections between the laboratory and field experi mental data, nevertheless, an unequivocal accord between the data is obvious. The fact that the yield of

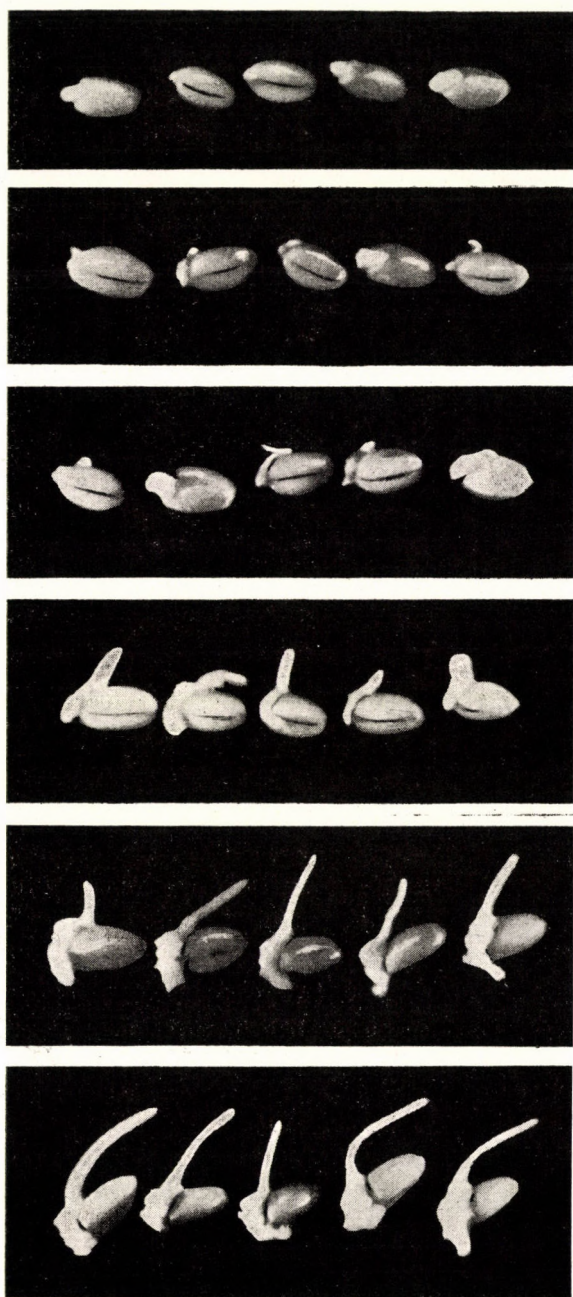



Fig. 1. The 14-day old seedlings of the Bánkúti 1201 wheat in "dicopur"solutions of different degrees of concentration. The effect of the increase of the concentration and the inhibiting effect upon the development of the seedling are well visible. Photo J. Zsolt

the new improved strain·UN. 2/152 D is larger than that of the F. 481 variety, can be probably regarded as the result of breeding work and means an improvement as compared with the original initial material.

5. Studies of germination in "dicopur" (2—4—D) solutions

In agricultural practice "dicopur" (2-4-dichlor-phenoxy-acetic acid) is frequently used as herbicide. We investigated the action of "dicopur" solutions of different degrees of concentration upon the germination of wheat varieties. In the experiments we used solutions of 0,5, 1,0, 2,0, 3,0, 4,0 and 5,0 per mille. In spite of the fact that the "dicopur" had been stored for several years, we observed an energetic inhibition of germination and even a morphological inhibition. Hence "dicopur" retains for years the unfavourable effect exercised upon the germination of wheat. In the following we demonstrate the effect shown in the percentage of germination :

Variety	The effect on the percentage of germination of "dicopur" solutions of					
	0,1	1,0	2,0	3,0	4,0	5,0 per mille
B. 1201................	95,3	80,7	58,7	50,7	29,0	28,0
F. 481	99,3	99,0	92,3	92,3	83,2	76,0
Sz. 1055	90,3	88,0	69,0	27,3	13,7	6,7
UN. 2	99,0	98,7	98,7	97,0	96,3	76,3

It is evident that the UN. 2 wheat variety is the most resistant to "dicopur", whereas the least resistant to solutions of a higher degree of concentration is the Székács 1055 wheat. The Bánkúti 1201 wheat again attracts notice with its high sensitivity, while the F. 481 wheat proved to be fairly resistant. In this experiment it is rather the toxic effect of the drug that asserts itself, seeing that we have to deal with very weak solutions only, implying that the osmotic effect cannot assert itself.

The morphological effect of "dicopur" solutions upon seedlings was also remarkable. We observed (see Fig. 1) that a very weak solution of "dicopur" inhibits the development of the seedling root, in fact, a granulation of tissue appears in its place. A solution of up to about 2 per mille does not inhibit the growth of the seedling shoot, but concentrations of a higher degree, actually even the 2 per mille solution considerably influence the development of the seedling shoot.

Our data tally with the data reported in the literature (recapitulative article by Zoltán Barabás [1]), which ascertained for other plants the effect exercized by "dicopur" upon seedlings. The investigations are of practical

importance too, because in view of the eradication of young weeds and seedlings "dicopur" is administered also simultaneosly with sowing. Consequently, attention must be called to the dangerous nature of this procedure. The table relevant to germination published in the paper draws attention to yet another interesting fact. The sensitivity of the different wheat varieties is very divergent. On this basis it would seem to be worth while to consider the breeding of dicopur-resistant wheat varieties. Varieties could be produced which would tolerate "dicopur" in higher concentrations even in their earliest phase and thus production of weedless wheat might be made less expensive and more effective.

Summary

1. The authors have carried out investigations with four important home wheat varieties from the aspect of several questions relevant to germination. The experiments dealt with the determination of the optimum temperature ("cardinal" points) for germination, the rate of water uptake of the grains, the gain in weight during germination, the trend of germination of wheat varieties in salt solutions of different degrees of concentration and in weak solutions of "dicopur" (2-4-dichlorfenoxi-acetic acid). The results were as follows:

2. The optimum degrees of temperature for the germination of the investigated wheat varieties are not alike, and they are at variance with the data reported in the literature. The optimum temperature for the germination of the Bánkúti 1201 and F. 481 wheats is 15° C, whereas that for the Székács 1055 and the UN. 2 wheats is 10° C. The clearing up of the question is of very great importance from the point of view of both the investigations into germination (classifications) and the period of sowing.

3. The water intake of the caryopses (by soaking in water for 24 hours) is increased by the temperature, in so far as the swelling of the seeds is more intense at a higher temperature, while at a lower temperature this is of a slighter degree. The water intake of the small grains is much more energetic in the course of germination than that of large grains. There are differences among the varieties also in regard to the intensity of their water absorption.

4. The NaCl and KCl salt solutions in concentrations of 0,1, 0,25, 0,5, 1,0, 1,5, 2,0, 2,5 and 3,0% influence the percentage of germination, only slightly in the low concentrations and more energetically in the high ones. The least sensitive to salt solutions is the F. 481 wheat, whereas the B. 1201 wheat proved to be more sensitive. KCl salt solutions stimulate germination in a small degree, although the inhibiting effect of salt solutions upon germination is ascertainable. This effect, however, is slighter than that of the NaCl salt solution. We have examined whether the effect of salt solutions may be attributed to the degree of concentration or to the toxic effect. After the washing of grains kept in solu-

tions of a higher degree of concentration, a reduced % of germination was obtained, this was, however, considerably higher than that observed in salt solutions. Germination taking place in glycerine solutions of similar concentrations proved that though the osmotic pressure of the solution influences germination, the decreases in value are not so great as in the salt solutions. Thus the inhibiting effect of salt solutions upon germination may be attributed, on the one hand, to the degree of concentration and, on the other, to the toxic effect.

5. The 2-4-dichlorphenoxy-acetic acid ("dicopur") exercises a considerable inhibiting effect upon the wheat varieties, even when the drug has been stored for several years. Dicopur solution in all degrees of concentration inhibits considerably the development of the seedling root and in a higher concentration it inhibits even the seedling shoot. It is by no means advisable to apply dicopur simultaneously with sowing and the germinating caryopses must be protected from its effect. The breeding of dicopur-resistant varieties should be very promising.

REFERENCES

1. Barabás, Z.—Mrs. Z. Barabás : (1955) Regulátorok (szabályozó anyagok) felhasználása a gyomirtásban. (Application of growth-regulators in weed eradication.) Növénytermelés Tom. 4, No. 2. p. 257—279.
2. Jakuskin, I. V. : (1950) Növénytermelés (Plant production) (Hungarian edition.) Mezőgazdasági Kiadó. Budapest.
3. Kreybig, L. : (1953) Az agrotechnika tényezői és irányelvei. (Factors and guiding principles of agrotechnics). Akadémiai Kiadó. Budapest.
4. Láng, G. : (1954) Növénytermelés. (Plant production.) Mezőgazdasági Kiadó. Budapest.
5. Maximov, N. A. : (1951) A növényélettan rövid tankönyve. (A short textbook of plant physiology.) (Hungarian edition.) Tankönyvkiadó. Budapest.
6. Molisch, H. : (1922) Pflanzenphysiologie als Theorie der Gärtnerei. 5. Aufl. Fischer. Jena.
7. Nosatovskij, A. I. : (1951) A búza (The wheat; Hungarian edition.) Mezőgazd. Kiadó, Budapest.
8. Walter, H. : (1950) Grundlagen des Pflanzenlebens I. 3. Aufl. Ulmer, Stuttgart.

DER NITROGENSTOFFWECHSEL IN DER JUNGEN WURZEL UND IM SPROSS

I. EIWEISSSTOFFWECHSEL

Von

M. MARÓTI

PFLANZENPHYSIOLOGISCHES INSTITUT, BUDAPEST UND BIOLOGISCHE STATION, ALSÓGÖD, DER L. EÖTVÖS UNIVERSITÄT

(Eingegangen am 5. IV. 1957)

Die junge Wurzel und der Spross weichen sowohl hinsichtlich ihrer Morphologie und Anatomie als auch ihrer Funktion stark voneinander ab, also wäre es zu erwarten, dass sich auch in ihrem Stoffwechsel wesentliche Unterschiede bemerkbar machen. Am wenigsten bekannt ist natürlich die Gleichartigkeit bzw. die Ungleichartigkeit des Stoffwechsels der beiden Organe, da diesbezügliche vergleichende Untersuchungen bisher kaum durchgeführt worden sind. Analysen der einzelnen Organe, vor allem Untersuchungen über den Stoffwechsel der Wurzel finden sich jedoch häufig in der neueren Fachliteratur [3, 7, 19, 25, 26, 27, 31, 46, 47, 53, 56, 57].

Der Vergleich der Ergebnisse der an der Wurzel und am Spross gesondert durchgeführten Versuche ist, schon wegen der unterschiedlichen Zwecke und Methoden der Untersuchungen, mit grossen Schwierigkeiten verbunden.

Im Laufe der Untersuchungen der meristematischen Regionen der jungen Pflanze, haben wir den Stoffwechsel der Wurzel und des Sprosses von mehreren Gesichtspunkten aus verglichen. So konnten wir feststellen, dass die zytologischen Kennzeichen (Vermehrung der Zellenzahl, Differenzierungsgeschwindigkeit, Teilungsgeschwindigkeit, Ablauf des Teilungszyklus) günstiger in der Wurzel sind als im Spross [29, 30, 41, 42, 43]. Das gleiche Bild zeigt auch das Verhältnis des Längenwachstums und der Stoffzunahme der Organe [29, 30, 42]. Diese verschiedenen zytologischen Veränderungen werden auch durch die Gestaltung des Phosphor- und Nukleinsäurestoffwechsels der Organe bekräftigt [28, 29, 42, 51].

Die zytologischen und Stoffzunahmeverhältnisse weisen auf den Wachstums- und Entwicklungsstoffwechsel der Organe bloss hin, beleuchten aber ihr Wesen nicht vollständig. Die biochemischen Ursachen der Entwicklung müssen ausser im Nitrogenstoffwechsel auch in der Nitrogen- oder vielmehr in der Eiweisssynthese gesucht werden [5, 8, 9, 10, 16, 32, 36, 39, 45].

Im vorliegenden Aufsatz soll — an unsere früheren Arbeiten eng anschliessend [28, 29, 30, 41, 42, 43, 51] — der Nitrogenstoffwechsel in der Wurzel und im Spross der jungen Pflanze untersucht werden. Deshalb stellten wir uns das Ziel die weiteren Unterschiede zwischen der Wurzel und dem Spross, sowie

deren Ursachen eingehend zu untersuchen, um die wahre Rolle der Organe zu erfassen.

Material und Methode

Um einen Vergleich zwischen dem Nitrogenstoffwechsel der Wurzel und des Sprosses der jungen Pflanzen durchführen zu können, mussten wir ein Versuchsmaterial, eine Zuchttechnik sowie eine analytische Methode solcher Art wählen, die zur Lösung dieser Aufgabe als geeignet erschienen. Folglich eine Versuchspflanze, deren beide apikale Regionen in einer sterilen Organkultur auf demselben Nährboden und unter denselben Versuchsbedingugen befriedigend wachsen.

Als Versuchsmaterial wurde die Landsorte »Cukorpaszuly« *Phaseolus vulgaris* verwendet, da diese schon im trockenen Samen über eine genügend entwickelte Plumula und Radicula verfügt. Ferner können die Wurzel- und Sprossteile in jedem Entwicklungszustand leichter erkannt und losgelöst werden. Zum Versuch wurden stets einjährige, gleich grosse, gesunde Samen eingestellt, deren reine Zucht wir selber durchgeführt haben.

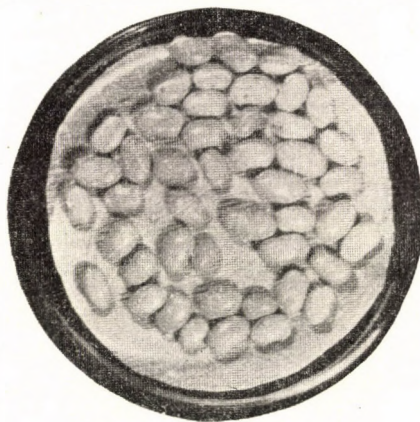



Abb. 1. Ventilation der Samen nach Sterilisation in einer wässerigen Bromlösung

Die gesunden Samen zu den sterilen Organkulturen wurden vor der Ankeimung 10 Minuten hindurch in einer 1%igen wässerigen Bromlösung desinfiziert [1, 14, 19]. Nach der Desinfizierung wurde das Brom durch eine 48stündige Ventilation in steriler Atmosphäre entfernt (Abb. 1). Die derart behandelten Samen wurden zur Ankeimung in vorher sterilisierte, Nährboden enthaltende Petrischalen übertragen. Die Petrischalen wurden, gesondert eingepackt, in einem Heissluftsterilisator 1 Stunde lang bei einer Temperatur von 140 C° desinfiziert. Die Keimung erfolgte auf einem Nährboden der die Whitesche mineralische Stammlösung, 1% Agar-Agar, 2% Saccharose und Hefeextrakt enthielt [56] und vorher in Reagenzgläser verteilt, 20 Minuten lang unter einem Druck von 1,2—1,3 atm im Autoklaven sterilisiert wurde. Von dem entkeimten Nährboden übertrugen wir je 50 ml in je eine Petrischale in einem Durchmesser von 12 cm, die dann, je nach der Zeit der Keimung, mit 10 bis 30 sterilisierten Samen beschickt wurden. Sowohl die Vorbereitungen zur Keimung der Samen, als auch die späteren Isolierungsarbeiten wurden in einem zeitgemässen, sterilen Zimmer mit konditionierter Luft und mit sterilen Geräten durchgeführt. Die Sterilisation des Zimmers erfolgte mit einer in 96%igem Alkohol aufgelösten 0,5%igen Oxychinolinlösung (Niederschlagen durch Spritzen) und mit Quarzlicht (30 Minuten, 500 W, Hanau). Die Geräte wurden zum Teil durch Auskochen, zum Teil durch eine Flamme gezogen in 96%igem Alkohol entkeimt. Die Keimung dauerte 2—4—6 Tage in einem auf 27—28 C° eingestellten Thermostaten mit Glastüre unter natürlichen Lichtverhältnissen. Wir haben sowohl

während der Keimung als auch während der Inkubation die durch die Lichtverhältnisse möglicherweise entstehenden Fehlermöglichkeiten sorgfältig vermieden.

Nachdem die Samenschale von den ausgekeimten Samen entfernt war, wurde ein Teil der Keimlinge — Variant A — je nach Organ analysiert (je nach der Grösse der Organe 50—100 Stück). Von dem anderen Teil wurden Wurzel- bzw. Sprossexzisionen hergestellt — Variant C — die noch 6 Tage lang auf einem entsprechend sterilisierten zucker- (2%ige Saccharose) und vitaminhaltigen Whiteschen, 2% Agar-Agar enthaltenden Nährboden, einzeln in Reagenzgläser verschiedener Grösse (Abb. 2), oder mehrere zusammen in Petrischalen (14 cm ∅) weitergezüchtet

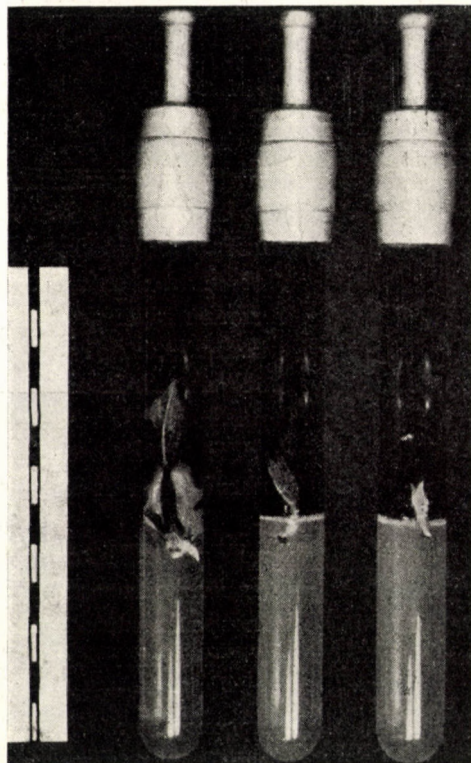



Abb. 2. Isolierte Sprosskulturen in normalen Reagenzgläsern (je eine Einteilung des auf dieser Abb. neben dem Reagenzglas aufgenommenen Massstabes entspricht 1 cm)

wurden (Abb. 3). In die normalen Reagenzgläser wurden 10 ml, in die grossen Reagenzgläser und in die Petrischalen 40 ml Nährboden gelegt. Von der ursprünglichen Zusammensetzung der Whiteschen Lösung sind wir insofern abgewichen, dass wir Eisen in Form von Ferrizitrat dem Nährboden hinzugaben. Von den Vitaminen haben wir Niazin, Pyridoxin und Thiamin benutzt. Das pH des benutzten Nährbodens lag zwischen 4,8 und 5,4.

Die Länge der Organe, das Frischgewicht, der Trockensubstanzgehalt, die Vermehrung der Zellenzahl der Organe, sowie die Veränderungen der Phosphor- und Eiweissfraktionen und die qualitative Zusammenstellung der freien Aminosäuren wurden sowohl nach der Keimung (Abb. 4, 5, 6, 7) als auch nach der 6tägigen Inkubation (Abb. 8, 9, 10) gemessen. Die 6tägige Zuchtperiode wurde darum gewählt, weil während dieser Zeit die Nährlösung noch zur Ernährung der einzelnen Organe genügte und die Sprosskulturen noch keine Wurzeln schlugen. Die verschieden lange Keimungszeit hingegen bezweckte eine leichtere Kontrolle des Beginns des Aufbaues der Nuklein- und Eiweisssubstanzen. — Die vorliegende Arbeit befasst sich — wie schon erwähnt — lediglich mit dem Nitrogenstoffwechsel in der Wurzel und im Spross. Die Wurzel wurde unmittelbar unterhalb des Hypokotyls und der Spross an der Ursprungsstelle der Keim-

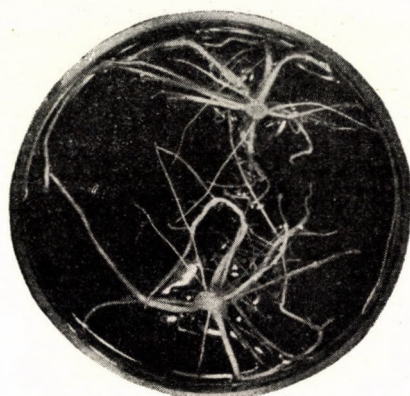



Abb. 3. Isolierte Wurzelkulturen in einer Petrischale

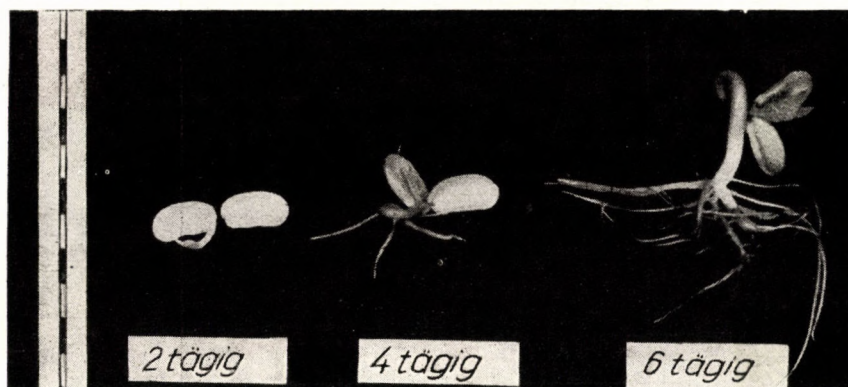



Abb. 4. Bohnenkeimling nach einer 2-, 4-, 6 tägigen Keimung auf sterilem Nährboden

Abb. 5. Spross des 2, 4, 6 Tage lang gekeimten Bohnenkeimlings

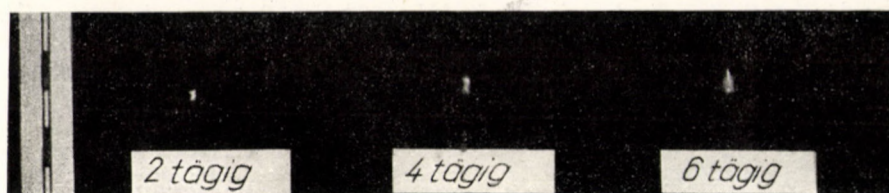



Abb. 6. Spross (ohne primäre Laubblätter) des 2, 4, 6 Tage lang gekeimten Bohnenkeimlings

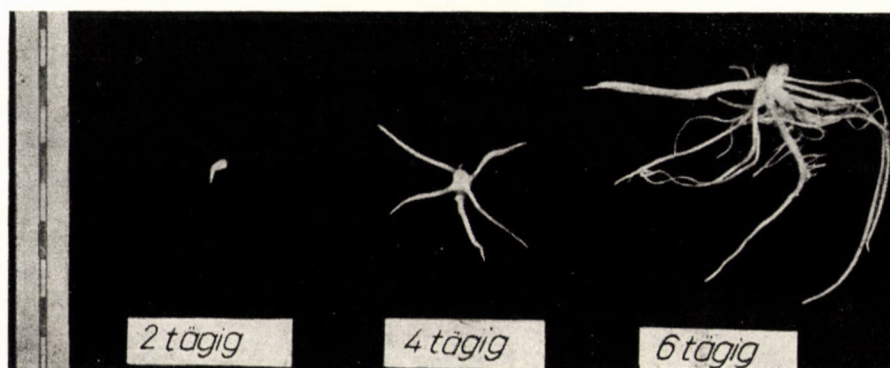



Abb. 7. Wurzeln des 2, 4, 6 Tage lang gekeimten Bohnenkeimlings

Abb. 8. Isolierter Spross des Bohnenkeimlings in steriler Kultur. Am Ende der 6tägigen Isolation nach der Keimung (2, 4, 6 Tage)

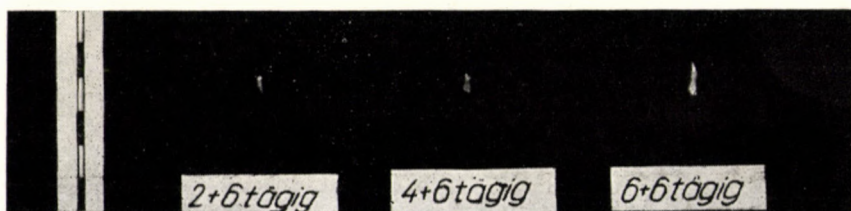



Abb. 9. Isolierter Spross (ohne primäre Laubblätter) des Bohnenkeimlings

blätter abgelöst. Die Angaben des primären Laubblattes, da das schon im trockenen Samen einen entwickelten Zustand aufweist, haben wir auch gesondert dargestellt und sie beim Vergleich der auf die Wurzel und den Spross bezüglichen Ergebnisse nur in einzelnen Fällen zum Spross gerechnet. Sein Entwicklungsrhythmus sowie die Stoffwechselverhältnisse des Hypokotyls und des Keimblattes sollen in einer anderen Arbeit erörtert werden. In den obenerwähnten Versuchsvarianten haben wir das Gesamtnitrogen und das lösbare N bestimmt und das unlösbare N aus dem Unterschied zwischen den zwei Werten berechnet. Bei der Bestimmung des Gesamtnitrogens wurden die zu untersuchenden Organe bei einer Temperatur von 100 C° abgetötet (5 Minuten) und nachher in einem auf 60 C° eingestellten Thermostaten getrocknet, um die Zersetzung einzelner nitrogenhaltiger Verbindungen zu verhindern. Durch die schwefelsaure Zerstörung der auf diese Weise behandelten Substanz wurde das in organischer Bindung befindliche Nitrogen in Ammoniak umgewandelt, das nach Neutralisierung (durch NaOH) und Hinzugabe eines Gummiarabikumstabilisators, auf Grund seiner, auf den Nesslerschen Reagenten erhaltenen Farbenreaktion, photometrisch gemessen werden kann. Das Photometrieren erfolgte gleichfalls

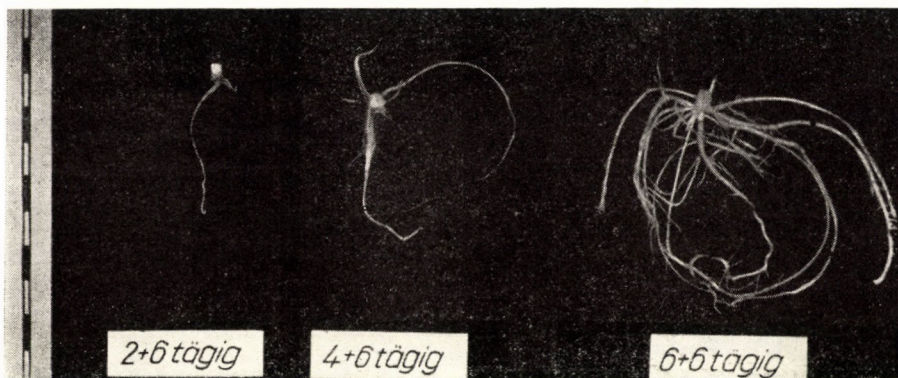



Abb. 10. Isolierte Wurzeln des Bohnenkeimlings in Sterilkultur. (Eine Einteilung des auf Abb. 4—10 aufgenommenen Massstabes entspricht 1 cm)

mittels eines PULFRICH-Photometers, auf einem S_{42} igen Filter. Die erhaltenen Angaben haben wir mit Hilfe einer Standardkurve bewertet.

Das lösbare N wurde mittels eines 70%igen Alkohols extrahiert. In so einer Alkoholkonzentration prezipitieren nämlich die Eiweisse, während die beweglicheren N-Formen, solche sind die Aminosäuren, das Glutation, und andere Polypeptiden, gut lösbar sind. Die prezipitierten Eiweisse haben wir aus dem Homogenisat der in 70%igem Alkohol verriebenen frischen Organe durch Zentrifugieren entfernt. Die Menge des aus den benutzten Stammlösungen nach der schwefelsauren Zerstörung bestimmten Ammoniaks, liefert die Menge des sog. lösbaren Nitrogens [12, 24, 44, 52].

Die Resultate die sich aus je zwei Messungen die in drei Parallelen durchgeführt wurden, also aus dem Durchschnitt von 6 Messungen ergaben, wurden zum Teil auf je ein Organ umgerechnet und zum Teil auch auf den Trockensubstanzgehalt und auf je eine Zelle bezogen. In den Tabellen ist die statistische Bewertung der Messungen verzeichnet [50].

Versuchsergebnisse

Zur Feststellung der Nitrogenfraktionen wurden die Wurzel und der Spross nach der Keimung (A) und in ekzidierten Organkulturen (C) untersucht. Die Versuchsergebnisse sind in den Tabellen I—II und in den Abbildungen 11, 12, 13 angegeben.

Der Gesamtnitrogengehalt der Wurzel und des Sprosses haben während der Keimungszeit (A) eine sehr bedeutende Erhöhung aufgewiesen (Tabelle I, Abb. 11). Vom zweiten bis zum sechsten Tag erhöht sich das Gesamtnitrogen in der Wurzel auf mehr als das Siebzigfache (von 72,0 γ auf 5400,0 γ), wogegen diese Erhöhung beim Spross lediglich etwa das Zehnfache (von 62,5 γ auf 625,0 γ) beträgt. Diese Erhöhung ist hauptsächlich in der Wurzel auffallend, deren

Ausgangswert bloss um ein geringes den des Sprosses übertraf (72,0 γ und 62,5 γ), am Versuchsende hingegen achtmal höher war (5400,0 γ und 625,0 γ). Parallel mit der Zunahme des Gesamtnitrogens steigt auch die Menge der lösbaren wie auch die der unlösbaren (Einweiss) Fraktionen, und das quantitative Verhältnis der zwei Komponenten bleibt auch bei den einzelnen Organen die gleiche. Die Nitrogenzunahme der Wurzeln hat auch die Nitrogenerhöhung des ganzen epikotylen Teiles (wenn auch die Angaben des primären Laubblattes zu denen des Sprosses hinzugefügt werden) um das Zwei- bis Dreifache übertroffen. Das Wachstumsverhältnis des Nitrogengehaltes des primären Laubblattes bildet einen Übergang zwischen der Wurzel und

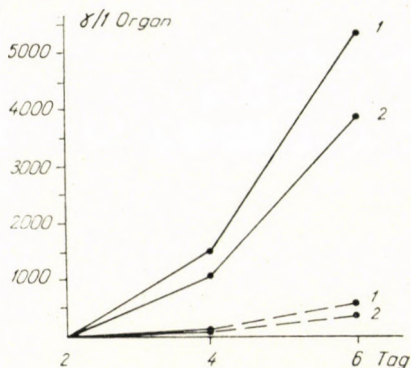



Abb. 11. Veränderung des N-Gehaltes der Organe des Bohnenkeimlings nach der Keimung (A). Ordinate: Auf ein Organ bezogener N-Gehalt in γ. Abszisse: Lebensalter des Keimlings in Tagen. ——— Wurzeln, — — — Spross. 1. Gesamt-N-Gehalt. 2. Unlösbarer (Eiweiss)-N-Gehalt

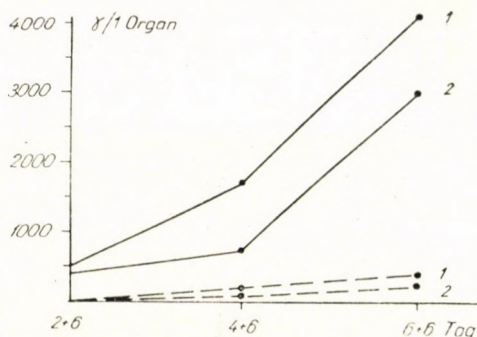



Abb. 12. Die Veränderung des N-Gehaltes der Organe des Bohnenkeimlings in exzidierten Organkulturen (C). Ordinate: Auf ein Organ bezogener N-Gehalt in γ. Abszisse: Lebensalter des Keimlings in Tagen. ——— Wurzeln, — — — Spross. 1. Gesamt-N-Gehalt. 2. Unlösbarer (Eiweiss)-N-Gehalt

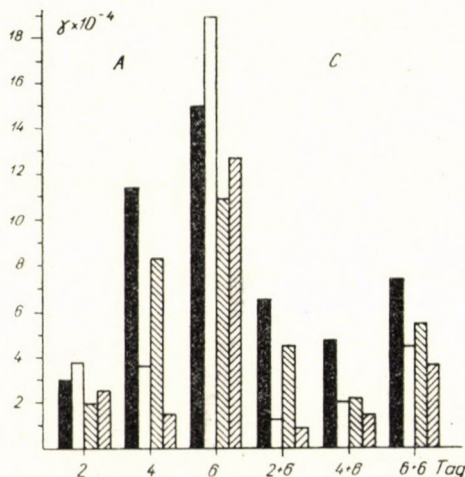



Abb. 13. Der auf eine Zelle berechnete Gesamt-N- und unlösbare (Eiweiss) N-Gehalt in den Organen des Bohnenkeimlings in einer Sterilkultur, nach Keimung (A) und Isolierung (C). Ordinate: $\lambda . 10^{-4}/$ 1 Zelle. Abszisse: Lebensalter des Keimlings in Tagen. ■ = Gesamt-N-Gehalt im Wurzelsystem, □ = Gesamt-N-Gehalt in dem Spross, ▧ = Unlösbarer (Eiweiss) N-Gehalt im Wurzelsystem, ▨ = Unlösbarer (Eiweiss) N-Gehalt in dem Spross

dem Spross. Beim Vergleich der Vermehrungsgeschwindigkeit der Organe ist schon im ersten Augenblick ersichtlich, dass die Intensität des Stoffwechsels in der Wurzel bedeutend hochgradiger ist als im Spross.

Diese Feststellung wird auch durch die im Versuch C erhaltenen Ergebnisse bewiesen (Tabelle I u. Abb. 12). Die Nitrogenzunahme der exzidierten Organe zeigt aber bei weitem nicht

Tabelle I

Die Veränderungen des N-Gehaltes in den Organen des Bohnenkeimlings (Phaseolus vulgaris »Cukorpaszuly«) in steriler Kultur/γ(1 Organ). M = Mittelwert, δ = Streuung, m = Fehler des Mitterlwertes

Versuchs-variante	Ver-suchs-zeit in Tagen	Organ	Gesamt-N			Lösbares-N			Unlösbares-N
			M	δ	m	M	δ	m	
Nach der Auskeimung A	2	Wurzel	72,0	±0,2	0,1	21,8	±0,2	0,1	50,2
		Spross	62,5	±0,1	0,0	18,3	±0,1	0,0	44,2
		Blatt	75,0	±0,0	0,0	13,0	±0,1	0,0	62,0
	4	Wurzel	1554,0	±0,6	0,0	429,8	±0,0	0,0	1124,2
		Spross	116,2	±0,7	0,4	72,2	±0,3	0,1	44,0
		Blatt	362,5	±0,2	0,1	42,5	±0,0	0,0	320,0
	6	Wurzel	5400,0	±0,7	0,3	1481,0	±1,1	0,4	3919,0
		Spross	625,0	±0,2	0,1	202,5	±0,1	0,0	422,0
		Blatt	1138,8	±46,0	23,0	528,8	±0,9	0,4	609,9
Ekzidierte Organe C	2+6	Wurzel	500,0	±0,0	0,0	113,0	±0,9	0,5	387,0
		Spross	57,1	±0,5	0,3	15,0	±0,2	0,1	41,6
		Blatt	57,8	±0,6	0,3	15,0	±0,2	0,1	42,8
	4+6	Wurzel	1755,0	±0,0	0,0	1003,6	±4,1	1,7	751,4
		Spross	126,7	±0,4	0,2	33,8	±0,8	0,3	92,9
		Blatt	178,7	±1,5	0,7	172,2	±1,3	0,4	6,5
	6+6	Wurzel	4084,4	±6,2	3,1	1078,0	±7,9	3,2	3006,4
		Spross	347,0	±0,8	0,5	58,7	±0,4	0,2	288,3
		Blatt	1300,0	±1,1	0,5	74,6	±0,4	0,2	1225,4

den Rhythmus den wir nach der Keimung beobachtet haben. Die Zunahme des Gesamt-N-Gehaltes in der Wurzel betrug nach der 2tägigen Keimung während der 6tägigen Inkubation das Siebenfache (von 72,0 γ auf 500,0 γ), nach der 4tägigen Keimung übersteigt er nicht um vieles die Ausgangsmenge (von 1554,6 γ auf 1755,0 γ), während der Zustand nach der 6tägigen Keimung geradezu einen höheren Wert zeigt als nach der Inkubationszeit (5400,0 γ und 4084,4 γ). Im Spross ist diese Abnahme noch ausgeprägter, der Gesamtnitrogengehalt nahm in der 6 + 6tägigen Analyse im Vergleich zu dem 6tägig gekeimten ungefähr zur Hälfte ab (von 625,0 γ auf 347,0 γ). Beobachtet man hingegen wie sich die Angaben der 2+6tägigen Inkubation bis zum 6 + 6tägigen Zustand gestalten, so ist ersichtlich, dass sich eine mässige Zunahme dennoch beobachten lässt. In 4 Tagen wächst die Wurzel von 500,0 γ auf das Achtfache an, in absolutem Wert auf 4084,0 γ, während der Spross von 57,1 auf 347,0 γ also auf das Sechsfache.

Auch beim primären Laubblatt ist diese Gewichtsänderung des Nitrogens zu beobachten. Diese Abnahme des Gesamt-N-Gehaltes kommt bei beiden Organen sowohl in der lösbaren als auch in der unlösbaren Fraktion zum Ausdruck.

Vergleicht man die Angaben der Versuchsvarianten, so wird ersichtlich, dass die absoluten Zahlen bzw. Verhältnisse der Analysen, Zeugnis für den intensiveren Stoffwechsel der Wurzel ablegen, selbst im Falle wenn die absoluten Zahlen an dem Ausgangszustand gemessen (A) keine Zunahme aufweisen. Sofern auch die auf die Trockensubstanz und auf je eine Zelle bezogenen Ergebnisse diese Feststellung bekräftigten, kann die synthetisierende Rolle der Wurzel von einer neuen Seite beleuchtet werden. Die den Nitrogenstoffwechsel in relativen Zahlen zum Ausdruck bringenden Ergebnisse sind in Tabelle II zusammengefasst.

Tabelle II

Die Gestaltung des N-Gehaltes des Bohnenkeimlings (Phaseolus vulgaris »*Cukorpaszuly*«) *in sterilen Kulturen*

Versuchsvariante	Versuchszeit in Tagen	Organ	Gesamt-N in % des Trockengewichts	Unlösbares N in % des Gesamt-N	Gesamt-N Zelle ($\gamma 10^{-4}$)	Unlösbares N Zelle ($\gamma 10^{-4}$)
Nach der Auskeimung A	2	Wurzel	4,8	69,8	2,9	2,0
		Spross	7,8	70,6	3,7	2,5
	4	Wurzel	7,0	72,0	11,3	8,2
		Spross	5,8	38,0	3,5	1,3
	6	Wurzel	7,8	73,0	14,7	10,7
		Spross	—	67,5	(18,6)	(12,5)
Ekzidierte Organe C	2+6	Wurzel	3,8	77,5	6,3	4,9
		Spross	3,2	73,0	1,1	0,8
	4+6	Wurzel	3,0	43,0	4,7	2
		Spross	—	73,0	2,1	1,5
	6+6	Wurzel	2,5	73,5	7,4	5,4
		Spross	5,7	83,0	4,4	3,6

Das im Prozent des Trockensubstanzgehaltes ausgedrückte Gesamt-N zeigt ein sehr abwechslungsreiches Bild. Zwischen den Angaben der beiden Organe kann kaum ein gesetzmässiger Zusammenhang festgestellt werden. In der nach der Keimung (A) vorgenommenen Analyse wechselt der N-Gehalt der Trockensubstanz zwischen 4,8—8,1%, in den exzidierten Organkulturen (C) aber zwischen 2,5—5,7%. Den grösseren Teil des Gesamt-N bildet fast überall das unlösbare oder Eiweissnitrogen. In den isolierten Organen (C) beträgt der Anteil des Eiweiss-N 43—77% (Wurzel) und 73—83% (Spross) des Gesamt-N, während er sich in den Kulturen von intakten Pflanzen (A) zwischen 69—73% (Wurzel) und 38—70% (Spross) bewegt.

Das auf die Zelle umgerechnete Gesamt-N und Eiweiss-N drücken wohl am besten den Nitrogenstoffwechsel der Organe aus. Die nach der Keimung (A) durchgeführten Analysen zeigen, dass die Erhöhung des Nitrogengehaltes der einzelnen Zellen in der Wurzel stets intensiver ist, gleichviel ob das Gesamt-N oder das Eiweiss-N als Basis angenommen wird. Beim Gesamt-N erhöht sich der anfängliche Wert ($2{,}9 \cdot 10^{-4}\ \gamma$) in vier Tagen auf etwa das Fünffache ($14{,}7 \cdot 10^{-4}\ \gamma$). Doch auch beim Eiweiss-N ist das Ausmass der Erhöhung das gleiche ($2{,}0\ \gamma \rightarrow 10{,}7 \cdot 10^{-4}\ \gamma$).

Aus den Angaben des Sprosses ist ersichtlich, dass sich in der gleichen Zeitspanne der Nitrogengehalt der einzelnen Zellen nicht erhöht (Gesamt-N 3,7 $\rightarrow$ $3{,}5 \cdot 10^{-4}\ \gamma$ und Eiweiss-N 2,5 $\rightarrow$ $1{,}3 \cdot 10^{-4}\ \gamma$). Es ist auch interessant zu beobachten, dass während nach der 2tägigen Keimung der Nitrogenanteil der Sprosszellen grösser ist als der der Wurzelzellen, sich nach der 4tägigen Keimung die Lage verändert, der Nitrogengehalt der einzelnen Wurzelzellen ist grösser (das Verhältnis ist 1 : 3).

In den Kulturen der isolierten Organe kann im allgemeinen beobachtet werden, dass sich im Vergleich mit dem entsprechenden anfänglichen Zustand (Variant A) der Nitrogengehalt in den einzelnen Organzellen nicht erhöht hat. In der Wurzel bewegt sich der Nitrogengehalt einer Zelle zwischen $4{,}7 \cdot 10^{-4}\ \gamma$ und $7{,}4 \cdot 10^{-4}\ \gamma$, während im Spross dieser Wert zwischen $1{,}1 \cdot 10^{-4}\ \gamma$ und $4{,}4 \cdot 10^{-4}\ \gamma$ wechselt. Der Nitrogengehalt einer Wurzelzelle ist also doppelt so hoch als der einer Sprosszelle. Das gleiche Verhältnis besteht auch beim Eiweiss-N ; bei der Wurzel bewegen sich die Werte zwischen 2 und $5{,}4 \cdot 10^{-4}\ \gamma$ und beim Spross zwischen 0,8 und $3{,}6 \cdot 10^{-4}\ \gamma$. Der grössere N-Gehalt der Wurzelzelle kann also als eine erwiesene Tatsache betrachtet werden, wie auch auf Abb. 13 ersichtlich ist.

Besprechung der Ergebnisse

Bevor man Schlussfolgerungen aus den Versuchsergebnissen zieht, müssen drei grundlegende Fragen beantwortet werden, um den Nitrogenstoffwechsel der jungen Wurzel und des Sprosses richtig zu erfassen. Die erste Frage ist, geht die Bildung von Nitrogenfraktionen in der jungen Wurzel vonstatten, oder verfügt lediglich der Spross über diese Fähigkeit. Falls die Wurzeln imstande sind Nitrogenfraktionen zu bilden, fragt es sich, ob sie den Spross auf diesem Gebiete wohl übertreffen. Und schliesslich : was für ein Zusammenhang besteht zwischen Wachstum und Entwicklung und dem Nitrogenstoffwechsel?

Die Stelle der Eiweisssynthese betreffend stellt GANGULI [18] fest, dass sich die Hauptstelle der Aminosäuresynthese der entwickelten Pflanze in der Wurzel befindet. Natürlich finden sich auch zahlreiche Angaben die die eiweisssynthetisierende Fähigkeit der oberirdischen Organe beweisen [10, 32, 34, 35, 48, 54, 59]. WANNER [55] hat in der 10 mm grossen Wurzelspitze der Zwiebel Gesamt-N und Atmungsintensität gemessen und hat gefunden, dass der Nitrogengehalt der Zellen, von der Wurzelspitze der Basis zu, in der Wachstumszone zunimmt und dass sich auch das Maximum der Zellatmung ebenda befindet. BROWN et al. [4, 5] haben die Eiweisssynthese der Wurzel untersucht und festgestellt, dass in den Wurzeln der Erbse ein entschiedener Zusammenhang zwischen der Atmungsintensität, der Trockensubstanzzunahme und der Eiweissynthese der Zellen zu beobachten ist. ERICKSON et al. [13] haben auf Maiswurzeln gleichfalls die Zusammenhänge zwischen dem Eiweissstoffwechsel und den Vermehrungsverhältnissen der Zellenzahl festgestellt. Er fand den Aufbau des Protein-N am grössten in der Streckungszone der Wurzel. Nach den auf dem Rotklee und der Erbse durchgeführten Untersuchungen von NILSON et al. [37] ist der Aminosäuregehalt stets in den Blättern höher als in der Wurzel, doch ist er auch in der letzteren bedeutend. ROBINSON et al. [45] — obgleich sie die Stelle der Synthese nicht erwähnen — haben in Verbindung mit der Entwicklung der Wurzelzellen des Bohnenkeimlings gefunden, dass sich in der aktiven Wachstumsphase der Eiweissgehalt der Zellen auf das Doppelte oder

Dreifache seiner ursprünglichen Menge erhöht. Diese Eiweisszunahme stimmt mit dem Maximum des Längenwachstums der Wurzel überein. MORGAN et al. [36] sind bei einem ähnlichen Material zu Feststellungen von gleichem Sinn bezüglich der Eiweisse gelangt. Die Zunahme der freien Aminosäuren und Peptidfraktionen war noch bedeutender, während der Versuchszeit hat sich nämlich die Menge der Aminosäuren in der Keimlingswurzel auf das Zehnfache und die der Peptiden auf das Zwanzigfache erhöht. Diese mächtige Erhöhung lässt die Möglichkeit der Wurzelsynthese voraussetzen. PELC et al. [40] haben in ihren, mit Isotop S^{35} durchgeführten Untersuchungen in der Wurzelspitze von *Vicia faba* eine Proteinsynthese gefunden. DADÜKIN [11] hat bei isoliert gezüchteten und bei niedriger Temperatur gehaltenen Weizenwurzeln nachgewiesen, dass eine niedrige Temperatur die sich in den Wurzeln abspielende Aminosäurensynthese hemmt.

Einen unwiderlegbaren Beweis für die in der Wurzel erfolgende Eiweisssynthese dürfte die Untersuchung der sterilen Kultur der exzidierten Organe liefern. Auch diesbezügliche Angaben finden sich in der Literatur. KANDLER [23] hat den Aminosäuregehalt isolierter Maiswurzeln, die auf glukosehaltigem, sterilem Nährboden gezüchtet wurden, untersucht. Er hat gefunden, dass die Wurzeln, der N-Ernährung und dem Alter entsprechend, Aminosäuren in einer solchen Menge synthetisieren, dass sie dieselben auch in den umgebenden Nährboden emittieren können. Nachher vermögen sie sie wieder aufzunehmen und wenn sie unter Verhältnisse gelangen, in denen N-Mangel besteht, sie zur Eiweisssynthese zu verwenden. HUMPHRIES [20] erzielte ähnliche Ergebnisse als er exzidierte Gerstenwurzeln nach N-Hungern auf einen vollen Nährboden auftrug. Die Wurzeln bauten das vom Nährboden aufgenommene Nitrat in die Proteinsynthese ein. Im Falle einiger Pflanzen sind also — wenn auch nicht in grosser Zahl — auf die Synthese bezügliche Ergebnisse bekannt.

Die i. J. 1953 bzw. 1955 erschienenen Zusammenfassungen von WOOD [59] und PAECH [38], die die einschlägige Literatur der neueren Jahre zusammenfassen, bestätigen auch die Eiweisssynthese der Wurzel. Auch die in der Nr. 176 der Ztschr. Nature, ohne Angabe des Verfassers, erschienene Zusammenfassung [60] hält die Wurzel für eine eiweissbildende Stelle ; in dieser wird auf die Untersuchungen mehrerer Autoren bezug genommen und festgestellt, dass sich die Stelle der Eiweisssynthese im Mikrosoma, im Mitochondrium, in der Plastis und im Zellnukleus befindet und da diese in den Wurzelzellen vorhanden sind, folglich verfügt auch die Wurzel über die Synthesebedingungen. Ferner wird in dieser auch darauf hingewiesen, dass es gelungen sei in der exzidierten Gerstenwurzel die Entstehung von Glutamin und Asparagin aus unorganischem N nachzuweisen, mithin lässt sich nicht bezweifeln, dass die Synthese erwiesen ist.

Die Obigen beweisen einesteils, dass sich in der Keimlingswurzel Eiweisse und freie Aminosäuren finden, und andernteils lassen die Ergebnisse der Eiweiss-

untersuchungen in den exzidierten Organkulturen auch hinsichtlich der Eiweisssynthese der Wurzel keine Zweifel zu.

Über die Entstehung von N-Fraktionen und Eiweisssubstanzen in der Wurzel und im Spross liegen Versuchsangaben — wenn auch nicht in grosser Zahl und von eindeutiger Beweiskraft — vor ; es stellt sich aber nunmehr die Frage, was für ein Zusammenhang sich zwischen dem Wachstum, der Entwicklung der Organe und ihrem Eiweissstoffwechsel finden lässt.

CHRISTIANSEN et al. [10] haben die Abnahme des freien Aminosäurengehaltes der in Wasser gehaltenen Sprossteilchen der Erbse während des Streckungswachstums beobachtet. Der N-Gehalt der verschwindenden Aminosäuren ist im Eiweiss und im Asparagin erschienen, denn in derselben Zeitspanne sich deren Menge erhöht hat. Den engen Zusammenhang zwischen der Volumenzunahme der meristematischen Zelle und ihrem Trockensubstanz- und Eiweiss-N-Gehalt haben BROWN et al. [5, 6] festgestellt. Nach ihnen kann das Trockensubstanzgewicht selbst nach Erreichen des grössten Zellvolumens weiter zunehmen, doch nimmt dann der Eiweissgehalt per Zellenwert ab. Eine Feststellung in ähnlichem Sinn machen MARTIN et al. [32] in bezug auf das Wachstum der Obstsorten. Laut ihren Untersuchungen nehmen Eiweissgehalt und Atmungsintensität der Zellen im Verhältnis zu der Zelloberfläche und der Zellgrösse zu. ROBINSON et al. [45] haben die Entwicklung der Enzymvorräte der Wurzelzellen der Bohne untersucht und festgestellt, dass das Eiweiss das Wachstum beeinflusst, doch ist es nicht in jeder Phase des Wachstums determinierend. Auf einzelne Wachstumsphasen kann es im Ausmass der Enzymaktivität wirken. In der aktiven Wachstumsphase nimmt der Eiweissgehalt der Zelle auf das Doppelte oder Dreifache zu. Der Gipfelwert des Eiweissgehaltes und das Längenwachstum der Wurzel fallen zusammen. MORGAN et al. [36] wiesen in ihrem, sich mit dem Proteingehalt der wachsenden Bohnenpflanze befassenden Aufsatz nach, dass der Zustand des Eiweisskomplexes den Wachstumsprozess bestimmt, da die Eiweisse einesteils die primären Komponenten der Enzyme und anderenteils die wichtigen Bestandteile der Zellstruktur sind. Sie setzen voraus, dass die Bestimmung der quantitativen und qualitativen Veränderungen des Proteingehaltes auch die Klärung des Mechanismus der pflanzlichen Zellvermehrung fördern dürfte. Neben den Ansichten, die die mit dem Wachstum verbundene positive Rolle der Eiweisse betonen, begegnet man auch solchen, die diese Rolle widerlegen. CHARLES et al. [9] untersuchten die Entwicklung und Differenzierung der Getreidestengel unter Einwirkung von Ammonium-N, und fanden keinen Zusammenhang zwischen dem ernährungsbedingten Wachstumsmaximum und -minimum und dem Protein- und Zuckergehalt der Pflanze. FRIES [16] machte eine ähnliche Feststellung hinsichtlich einzelner Aminosäuren und Nukleinderivate. PETSCHENIZINA [39] sieht einen Zusammenhang zwischen der Trockensubstanzzunahme und der Eiweisssynthese, obgleich sie letztere als einen langsameren Vorgang betrachtet. CASPERSSON [8] hingegen behauptet entschieden,

dass das Nukleinsäure/Eiweiss-Verhältnis in den am raschesten wachsenden, jüngsten Zellen am grössten ist. Die Intensität der Zellzunahme kann durch die Organisation des proteinsynthetisierenden Zytoplasmasystems festgestellt werden. Auf Grund der obigen Ausführungen dürfte also der Schluss gezogen werden, dass zwischen dem Wachstum der Zelle, der Organe und den N-Fraktionen bzw. den Eiweissen eine Korrelation besteht. Die grosse Zahl der Angaben weist auf einen engen Zusammenhang hin, wenn auch die wahre Verbindung und der Mechanismus noch nicht bekannt sind. Möglicherweise ist auch die Voraussetzung nicht übertrieben, dass es eben diese Substanzen sind, die neben den Nukleinsubstanzen die Grundlage des Wachstums bilden.

Also muss die eiweisssynthetisierende Fähigkeit der jungen Wurzel anerkannt werden, und auch die Tatsache der engen Korrelation zwischen dem Nitrogenstoffwechsel und dem Wachstum kann nicht in Zweifel gezogen werden. In der Literatur finden sich jedoch wenig Angaben über die den Spross übersteigende eiweisssynthetisierende Tätigkeit der Wurzel.

Die in unseren Versuchen untersuchten N-Werte zeigen in den einzelnen Varianten (A, C) eine allmähliche Erhöhung. Die zur Feststellung des Gesamt-N-Gehaltes der oberirdischen und unterirdischen Organe vorgenommenen Analysen zeigen, dass die Wurzel in allen Versuchen (A, C) über eine bessere N-Versorgung verfügt als der Spross, sei es dass man die auf das Organ bezogenen absoluten Werte, oder die auf je eine Zelle umgerechneten relativen Werte betrachtet (Tabelle I). In Prozent der Trockensubstanz ausgedrückt, zeigt die Wurzel keine höheren Zahlen. Doch wie wir es schon in einer früher erschienenen Arbeit bei der P-Bewertung [29] festgestellt haben, bedeutet dies nicht die schlechteren Phosphor- oder N-Verhältnisse der Wurzel. Die auf eine Zelle bezogenen Werte (Tabelle II), vornehmlich in isolierten Kulturen (C), wo die Organe genötigt sind ihre Substanzen korrelationslos zu synthetisieren, zeigen doch, dass je eine Wurzelzelle um 100% mehr N enthält als je eine Sprosszelle. Dieses Verhältnis entscheidet eindeutig die Frage der besseren N-Versorgung der Wurzel. Die in den Organen gemessenen N-Angaben stimmen, bezüglich der Grössenordnung, mit den durch Bonner [2] mitgeteilten Ergebnissen überein. Die sich in den isolierten Kulturen in beiden Organen zeigende N-Abnahme erscheint sowohl in der lösbaren N als auch in der Eiweissfraktion und hängt wahrscheinlich zum Teil mit den neuen, noch nicht ausgestalteten Ernährungsverhältnissen der Organe zusammen. Ferner dürfte es durch Blutung und Exsudieren in den Nährboden erklärt werden. Die erstere Erscheinung konnten wir gelegentlich in den isolierten Kulturen beobachten. Die Wahrscheinlichkeit der Exsudation wurde auch durch die Untersuchungen von Fries [15] und Kandler [23] bestätigt, die nachwiesen, dass in den sterilen Organkulturen die messbare Exsudation sowohl der Aminosäuren als auch der Nukleinsäuren in dem umgebenden Nährboden zu beobachten ist.

Vom Gesichtspunkt des Wachstumsstoffwechsels der Organe ist von den

N-Fraktionen in erster Linie die Verteilung des lösbaren oder Eiweiss-N entscheidend. Das Eiweiss-N bildet etwa 50—75% des Gesamt-N, was mit den Ergebnissen anderer Autoren [2] in Einklang steht. Die Versuchsergebnisse zeigen, dass die Eiweiss-N Menge und auch das Gesamt-N sowohl in absolutem Zahlenwert, als auch auf die Zelle bezogen, grösser in der Wurzel ist als im Spross. Das bedeutet, dass die Wurzel in absolutem Wert vielfach mehr Eiweiss synthetisiert als der Spross und auch jede einzelne ihrer Zellen ungefähr zweimal soviel enthält als eine Sprosszelle. Dieser Zustand kann sowohl in den nach der Keimung vorgenommenen Analysen (A) als auch bei der Untersuchung der isolierten Organe (C) beobachtet werden. Also dürfte unter den Versuchsverhältnissen die Wurzel als ein höheren Eiweissgehalt als der Spross aufweisendes Organ betrachtet werden. Unsere Feststellungen werden auch durch die Mitteilungen von BONNER [2] und FRIES [16, 17] bestätigt, die ebenfalls mehr Eiweiss-N in der Wurzel als im Spross gefunden haben. ROBINSON et al. [45] bekräftigen aber durch die Ergebnisse ihrer an den Wurzelzellen vorgenommenen Untersuchungen unsere, auf die Zelle bezogenen Eiweiss-N Angaben. Der Wachstumsrhythmus des Eiweissgehaltes in den untersuchten Organen wird wahrscheinlich gemacht durch die in derselben Zeitspanne erfolgende Zellzunahme bzw. Längenwachstum des Organs, was auch die Untersuchungen von MARTIN et al. [32], sowie unsere in einer früheren Arbeit veröffentlichten Ergebnisse beweisen [29, 42]. Während die Gesamtwurzeln in der Versuchszeit (Versuche A und C) das Vielfache ihrer Ausgangslänge erreichten, wuchs der Sprossteil nur auf etwa das Doppelte an. Folglich ist hier die zwischen dem Wachstum der Organe (an Länge, Gewicht und Zellenzahl), der Eiweisszunahme und der Vermehrung der Nukleinsubstanzen bestehende Korrelation offensichtlich. ROBINSON et al. [45] und ERICKSON et al. [13] haben im Verlaufe ihrer an den Wurzelzellen durchgeführten Untersuchungen unzweifelbar bewiesen, dass der Gipfelwert der Zunahme des Eiweissgehaltes und das Maximum des Wurzelwachstums zusammenfallen.

Unsere Versuchsergebnisse liefern unzweifelbare Beweise dafür, dass unter den gegebenen Versuchsverhältnissen die jungen Wurzeln intensiver Eiweisse synthetisieren als der unter ähnlichen Versuchsverhältnissen gezüchtete Spross.

Bei der Bewertung unserer Ergebnisse sei noch auf eine Fehlermöglichkeit eingegangen. Diese ist die Frage der Klassifizierung der N-Verbindungen. In unseren Untersuchungen haben wir nämlich die durch 70%igen Alkohol extrahierbaren Verbindungen als keine Eiweissverbindungen und die in diesem Lösungsmittel nicht lösbaren N-Verbindungen als Eiweisssubstanzen betrachtet. Wenn also in unserem Versuchsmaterial ein durch 70%igen Alkohol extrahierbares Eiweiss wie z. B. Gliadin vorkommt, kann sich unsere obenerwähnte allgemeine Klassifizierung als eine Fehlerquelle erweisen. In Verbindung damit muss in Erwägung gezogen werden, dass eine solche allgemeine Absonderung der N-

Verbindungen keinen Anspruch auf eine absolute Klassifizierung erhebt, sondern lediglich die Auslegung der in unseren früheren Arbeiten [29, 30, 41, 42, 43, 51] festgestellten zytologischen Kennzeichen und Nukleinstoffwechselverhältnisse bezweckt. Die in diesem Sinne angenommene Absonderung der N-Verbindungen findet sich in den Arbeiten mehrerer Forscher [16, 17, 33, 45, 48, 49, 52]. Weiterhin kommt im Bohnenkeimling ein in 70%igem Alkohol lösbares Eiweiss, hauptsächlich Gliadin, nicht vor, wie dies auch die Untersuchungen von Hunt [21, 22], Dévay [12] und Potapov et al. [44] beweisen.

Folgerungen

Auf Grund der in unseren Versuchen erhaltenen Ergebnisse haben wir festgestellt, dass in allen Analysen beim Bohnenkeimling die Menge des Gesamt-N in absolutem Wert in der Wurzel stets grösser ist als im Spross. Der in Prozent der Trockensubstanz ausgedrückte Gesamt-N-Gehalt bewegt sich, sowohl in der Wurzel als im Spross zwischen 2,5—8%. Die auf die Zelle umgerechneten N-Werte zeigen im Spross bloss einen halb so hohen Wert als in der Wurzel. Folglich ist die Gesamt-N Versorgung der jungen Wurzeln günstiger, als die des unter den gleichen Verhältnissen gezüchteten Sprosses. Diese Feststellung offenbart sich vornehmlich in den Kulturen der isolierten Organe, die die selbständige Synthese der Wurzeln und des Sprosses am besten zum Ausdruck bringen.

Das Gesamt- und insbesondere das unlösbare- oder Eiweiss-N hat in den Analysen der isolierten Organe (C) hie und da einen kleineren Wert aufgewiesen, als in den nach einer entsprechenden Keimung (A) vorgenommenen Analysen. Diese Erscheinung brachten wir mit der durch mehrere Autoren bewiesenen Blutung und dem Exsudieren in den Nährboden in Zusammenhang.

Das Eiweiss-N zeigt sowohl in absolutem Wert als auf die Zelle bezogen einen höheren Wert in der Wurzel als im Spross, insbesondere in Kulturen von isolierten Organen.

Unsere Vorliegenden Versuchsergebnisse bekräftigen die, auf Grund der früher erwähnten zytologischen Kennzeichen [30, 41, 43] und des Nukleinstoffwechsels [28, 29, 42] gezogenen Schlüsse, nach denen die jungen Wurzeln unter den gegebenen Verhältnissen der Sitz einer intensiveren Synthetisierung und eines intensiveren Stoffwechsels sind als der Spross.

LITERATUR

1. Boll, W. G.: (1954) Studies on the growth of excised roots. II. Growth of excised roots of two inbred lines of tomato and their reciprocal crosses in media supplemented by various growth factors. New Phytol. **53**, 406—422.
2. Bonner, J.: (1950) Plant Biochemistry. New York: Acad. Press.
3. Brown, R.: (1951) The effects of temperature on the durations of the different stages of cell division in the root cells. J. Exp. Bot. **2**, 96—110.

4. BROWN, R.—P. RICKLESS : (1950) A new method for the study of cell division and cell extension with preliminary observations on the effect of temperature and nutrient. Proc. Roy. Soc. B. **136**, 110—125.
5. BROWN, R.—W. S. REITH—E. ROBINSON : (1952) The mechanism of plant cell growth. Symp. Soc. Exp. Biol. **6**, 329—347.
6. BROWN, R.—F. WIGHTMAN : (1952) The influence of mature tissue on division in the meristem of the root. J. Exp. Bot. **3**, 253—263.
7. BURSTRÖM, H. : Physiology of root growth. Ann. Rev. Plant Physiol. **34**, 237—252.
8. CASPERSSON, T. O. : (1950) Cell growth and cell function. New York: Norton.
9. CHARLES, J.—L. SOUBIES—R. GADET : (1952) Optimum végétatif et différentiation dans la tige du Blé. C. r. Acad. Sci. **235**, 1419—1421.
10. CHRISTIANSEN, GORDON, S.—K. V. THIMANN : (1950) The metabolism of stem tissue during growth and its inhibition. Nitrogen metabolism. Arch. Biochem. **28**. 117—129.
11. Дадыкин В. П. : (1956) Об образовании аминокислот в корнях пшеници при изолированном питании и низкой температуре в зоне корней. Докл. АН СССР, **106**, 923—925.
12. DÉVAY, M. : (1954) Fiziológiai különbségek a pillangós és nem pillangós növények gyökerei közt (Physiologische Unterschiede zwischen den Wurzeln der Papilionazeen und der nicht Papilionazeen). Budapest.
13. ERICKSON, R. O.—O. R. GODDARD : (1951) An analysis of root growth in cellular and biochemical terms. Growth. **15**, Suppl. 89—116.
14. FIEDLER, H. : (1939) Die pflanzliche Gewebe- und Organkultur. Z. Bot. **33**, 369—416.
15. FRIES, N. : (1953) Further studies on mutant strains of Ophiostoma which require guanine. J. Biol. Chem. **200**, 325—333.
16. FRIES, N. : (1953) Limiting factors in the growth of pea seedling roots. Physiol. Plant. **6**, 292—301.
17. FRIES, N. : Further experiments on the response of decotylised pea seedling to arginine. Physiol. Plant. **8**, 164—173.
18. GANGULI, N. E. : (1955) Studies on the free amino acid composition of germinating Phaseolus radiatus. Naturwiss. **42**, 18.
19. GAUTHERET, R. J. : (1946) Plant tissue culture. Growth Suppl. **10**, 21—43.
20. HUMPHRIES, E. C. : (1951) The absorption of ions excised root systems. II. Observations on roots of barley grown in solutions deficient in phosphorus, nitrogen or potassium. J. Exp. Bot. **2**, 344.
21. HUNT, G. E. : (1949) Amino acids in the roots and nodules of five species of legumes. Amer. J. Bot. **36**, 825.
22. HUNT, G. E. : (1951) A comparative chromatographic survey of the amino acids in five species of legume roots and nodules. Amer. J. Bot. **38**, 452—460.
23. KANDLER, O. : (1951) Papierchromatographischer Nachweis der Aminosäureausscheidung in vitro kultivierter Maiswurzeln. Z. Naturforsch. **6b**, 437—445.
24. KELLEY, O. J.—A. S. HUNTER—A. J. STERGERS : (1946) Determination of nitrogen, phosphorus, potassium, calcium and magnesium in plant tissue. Ind. and Eng. Chem. Anal. Ed. **18**, 319—322.
25. (KURSANOW, A. L.—O. F. TUJEVA—A. G. WERESCHTSCHAGIN) Курсанов, А. Л.—О. Ф. Туева—А. Г. Верещагин : (1954.) Угдеводнофосфорный обмен из синтез аминокилот в корнях тыквы (Cucurbita pepo). Физиол. Раст. **1**. 13—20.
26. LOO, SH. W. : (1945) Cultivation of excised stem tips of Asparagus in vitro. Amer. J. Bot. **32**, 13—17.
27. LOO, SH. W. : (1946) Cultivation of excised stem tips of dodder in vitro. Amer. J. Bot. **33**, 295—300.
28. MARÓTI, M. : (1951) The change in the cell number and in the nucleic acid content of seedlings. Acta Biol. Acad. Sci. Hung. **7**. 277—289.
29. MARÓTI, M. : (1956) A fiatal gyökér és hajtás részeinek egyes élettani különbségeiről (Einzelne physiologische Unterschiede der jungen Wurzel- und Sprossteile).
30. MARÓTI, M.—SÜDI, J. : (1957) Studes of root growth by cultivation of isolated pea roots. Annal. Univ. Sci. Budapest Sec. Biol. **1**. 197—203.
31. MARSDEN, M. P. F.—R. H. WETMORE : (1954) In vitro culture of the shoot tips of Psilotum nudum. Amer. J. Bot. 41, 640—645.
32. MARTIN, D.—T. L. LEWIS : (1952) The physiology of growth in apple fruits. III. Cell characteristics and respiratory activity of light and heavy crop fruits. Austral. J. Sci. Res. **5**, 315—327. (Ref. : Berichte wiss. Biol. **82**, 251. 1953).
33. MARTOS, L. : (1956) A sziklevelek szerepe a növények életében (Die Rolle der Keimblätter im Leben der Pflanzen).

34. McRary, N.: (1940) Nitrogen metabolism of the plant embryo. Bot. Gaz. **102**, 89—96.
35. Miettinen, J. K.—S. Kari—T. Moiso—M. Alfthan—A. J. Virtanen: (1953) Homoserin als freie Aminosäure in Erbsenpflanzen (Pisum sativum). Suomen Kemistril. Ser. B. **26**, 26—30. (Ref.: Berichte wiss. Biol. **84**, 38. 1953.)
36. Morgan, C.—W. S. Reith: (1954) The compositions and quantitative relations of protein and related fractions in developing root cells. J. Exp. Bot. **5**, 119—135.
37. Nilsson, P. E.—Korsan-Bengtsen, K.—O. Mellander: (1954) Amino acid content of leguminosis proteins as affected by genetic and nutritional factors. I. Arch. Microbiol. **20**, 404—409. (Ref.: Berichte wiss. Biol. **95**, 199. 1955).
38. Paech, K.: (1955) Stoffwechsel organischer Verbindungen. II. Fortschr. Bot. 17. 578—620.
39. (Petschenizina, A. M.) Печеницина, А. М.: (1951). К вопросу о роли Углеводов в синтезе велков растеиий. Инст. Физиол. Раст. **7.** 212—241.
40. Pelc, S. R.—Alma, Howard: (1952) Chromosome metabolism as shown by autoradiographs. Exp. Cell. Research. Suppl. **2**, 269—278.
41. Potapow, N. G.—Maróti, M.: (1954) A bab gyökér és szármerisztémasejtjei növekedésének és osztódásának sajátosságai (Eigentümlichkeiten im Wachstum und Teilung der Meristemzellen der Wurzel und Sprosse bei der Fisole Ungar. mit deutsch. u. russ. Zsfg.) Annal. Biol. Univ. Hung. **2**, 107—114.
42. Potapow, N. G.—Maróti, M.: (1956) Die Synthese der Nukleinphosphorsäure in der Wurzel und im Spross von Bohnenkeimlingen. Acta Bot. Acad. Sci. Hung. **2**, 377—390.
43. Potapow, N. G.—Maróti, M.: (1956) Vergleichende Untersuchung der Meristeme von Wurzel- und Sprossspitze an Bohnenkeimlingen. Acta Bot. Sci. Hung **2**, 365—376.
44. Potapow, N. G.—Márta Dévay: (1955) Physiologische Unterschiede zwischen den Wurzeln von Leguminosen und Nicht-leguminosen. Acta Bot. Sci. Hung. **2**, 159—169.
45. Robinson, E.—R. Brown: (1952) The development of the enzyme complement in the growing root cells. J. Exp. Bot. **3**, 356—374.
46. Rosemark, N. O.: (1954) The influence of nitrogen on root development. Physiol. Plant. **7**, 497—503.
47. Schopfer, W. H.—R. Louis: (1950) Étude de la synthèse de l'acide nicotonique dans les méristèmes radiculaires en culture aseptique. Arch. Sci. **3**, 446—448.
48. Steward, F. C.—R. H. Wetmore—J. F. Thompson—U. P. Nitsch: (1954) A quantitative paper chromatographic study of nitrogenous components of shoot tips. Amer. J. Bot. **41**, 123—134.
49. Steward, F. C.—R. H. Wetmore—F. K. Pollard: (1955) The nitrogenous components of the shoot apex of Adiantum pedatum. Am. J. Bot. **42**, 946—948.
50. Strugger, S.: (1949) Praktikum der Zell- und Gewebephysiologie der Pflanze. Berlin—Göttingen—Heidelberg. Springer Verlag.
51. Südi, J.—Maróti, M.: (1957) Quantitative changes in the desoxyribonucleic and ribonucleic acid content of the cells of pea root. Acta Bot. Acad. Sci. Hung. **3.** 65—77.
52. Thompson, J. F.—F. C. Steward: (1952) The analysis of the alcohol insoluble nitrogen of plants by quantitative procedures, based on paper chromatography. I. The analysis of certain pure proteins. J. Exp. Bot. **3**, 170.
53. Torrey, J. G.: (1954) The role of vitamins and micronutrients in the nutrition of the apical meristem of pea roots. Plant Physiol **29**, 279—287.
54. Turtschin, F. V.—M. A. Guminskaja—F. G. Plüschevskaja: (1955) A növények nitrogén anyagcseréjének tanulmányozása N^{15} nitrogén izotop segítségével. (Studium des Nitrogenstoffwechsels der Pflanzen mit Hilfe von N^{15} Nitrogen-Isotop.) Szovjet Ref. Szemle Ált. Biol. **11—12**, 1683—1687.
55. Wanner, H.: (1950) Histologische und physiologische Grandienten in der Wurzel. Ber. Schweiz. Bot. Ges. **60**, 404—412.
56. White, P. R.: (1943) A handbook of plant tissue culture. Lancaster. Pa. J. Cattel Press.
57. White, P. R.: (1946) Plant tissue culture. II. Bot. Rev. **12**, 521—529.
58. White, P. R.: (1951) The role of growth substances in vegetative development as exemplified in tissue cultures (in Skoog F.: Plant growth substances. Wisconsin. Univ. Press). 247—252.
59. Wood, J. G.: (1953) Nitrogen metabolism of higher plants. Ann. Rev. Plant Physiol. **4**, 1—22.
60. — —: (1955) Metabolism of nitrogen in plants. Nature **176.** 904—906.

ÜBER DIE VERÄNDERUNGEN IM MORPHIN- UND NEBENALKALOIDEN-GEHALT IN DEN VERSCHIEDENEN ORGANEN DER MOHNPFLANZE WÄHREND DER VEGETATIONSPERIODE (I)

Von

S. SÁRKÁNY und B. DÁNOS

INSTITUT FÜR ANGEWANDTE BOTANIK UND HISTOGENETIK DER EÖTVÖS LÓRÁND-UNIVERSITÄT, BUDAPEST

(Eingegangen am 1. II. 1957)

Immer mehr Forscher beschäftigen sich nicht nur mit der Frage der Verteilung des Morphingehaltes innerhalb der Pflanze, sondern in letzter Zeit auch mit der Morphinbildung. Besonders in solchen Staaten wird der Erforschung obiger Fragen intensive Aufmerksamkeit gewidmet, wo die Mohnpflanze nicht nur wegen ihrer für die Ernährung wichtigen Samen als Nutzpflanze verwendet, sondern auch als ein vom pharmazeutischen Standpunkt wichtiger Rohstoff gewertet wird.

Im vergangenen Jahrhundert wurden nur verhältnismässig spärliche Untersuchungen in der Richtung durchgeführt, wie sich das Morphin und die Nebenalkaloide in der ganzen Mohnpflanze verteilen. Dies kann einesteils mit der erst am Anfang des vergangenen Jahrhunderts erfolgten Entdeckung des Morphins und mit der Unzulänglichkeit der speziellen chemischen Verfahren, andernteils damit erklärt werden, dass lange Zeit die irrige Auffassung bestand, wonach das Morphin und die Nebenalkaloide nur aus dem Opium isoliert werden könnten. Ferner wurde auch der Umstand hervorgehoben, dass in der getrockneten Mohnpflanze kein Milchsaft vorhanden ist, demzufolge also auch keine Alkaloide, oder nur in sehr kleiner Menge, zu finden wären. Obwohl bereits in den 20er Jahren des vergangenen Jahrhunderts von TILLOY [28], PETIT [zit. 23], WINKLER [zit. 23] darauf hingewiesen wurde, dass das Mohnstroh, vor allem jedoch die getrockneten Kapseln zur Herstellung des Morphins sehr geeignet wären, fanden die hochwichtigen Untersuchungsergebnisse nicht den entsprechenden Widerhall, sodass die auch vom praktischen Standpunkt wertvollen Beobachtungen für nahezu ein Jahrhundert in Vergessenheit gerieten.

Später, besonders vom Anfang des XX. Jahrhunderts an, wurde jedoch die Mohnpflanze als Alkaloidpflanze, — von verschiedenen Standpunkten — mit immer grösserem Interesse untersucht. CLOUTRIAU [1889 ; 3], später THOMS [1909 ; 27] erbrachten den Nachweis, dass in den jungen, 4—5blättrigen Mohnpflanzen Morphin und einige Nebenalkaloide bereits enthalten sind. Während sich KERBOSCH [1910 ; 12] mit qualitativen Angaben begnügte, wurden von MÜLLER [1913 ; 21] auch vergleichende Resultate veröffentlicht. Es war der letztgenannte Forscher, der die Aufmerksamkeit auf den Umstand

lenkte, dass sich der Gehalt an Nebenalkaloiden nach der Blütezeit erhöht und in den Kapseln reichlicher in Erscheinung tritt als in den anderen Organen der Pflanze. J. KABAY [1930 ; 9] versuchte zwar eine fabriksmässige Isolierung der Wirkstoffe aus den grünen Pflanzenteilen, doch bei der Aufarbeitung waren die Separierung der plasmatischen Stoffe und die umfangreiche Anhäufung der frischen Pflanzen mit Komplikationen verbunden. Die weiteren Untersuchungen des Forschers (1933) lenkten die Aufmerksamkeit auf die Verwertung der getrockneten Pflanzenteile. KABAY stellte fest, dass das trockene Stroh und die ausgedroschenen Kapseln als Ausgangsstoff zur Herstellung der Alkaloide überaus geeignet sind. Etwas später fanden ILONA V. KABAY [1936 ; 10], nachher auch WUEST und FREY [1936 ; 33] — bei der Analysierung reif getrockneter Pflanzen verschiedenen Ursprungs — den grössten Morphingehalt in den Kapseln, weshalb die genannten Forscher dieselben als grundlegenden Rohstoff der Morphinisolierung in Vorschlag brachten.

Ausser den oben erwähnten Ergebnissen erzielten auch die Forschungen der 30er Jahre und anschliessend die der neuesten Zeit immer weitere Resultate, die vor allem die Kapsel, doch mehr oder weniger die ganze Pflanze betrafen. Es kann jedoch nicht geleugnet werden, dass diese Resultate, besonders in bezug auf den Morphingehalt der verschiedenartig entwickelten Kapseln, teilweise widersprechend waren. Während z. B. FUCHS [1932 ; 5], später BAGGESGAARD-RASMUSSEN [1945 ; 1] in den halbreifen Kapseln Maximalwerte nachwiesen, fanden GUILLAUME und FAURE [1946 ; 6] in den Kapseln — einige Tage nach der Blütezeit — die stärkste Konzentration. Dieselben Forscher beobachteten ferner, dass die gefundene Konzentration — vom gegebenen Zeitpunkt an bis zur Reife — auf ungefähr 20% des ursprünglichen Wertes sinkt. POETHKE und ARNOLD [1951 ; 22] konnten in feuchten Jahrgängen, wenn die Periode der Reifung besonders reich an Niederschlägen war, eine Abnahme, im darauf folgenden, mehr trockenen Jahrgang hingegen eine Zunahme im Morphingehalt beobachten. — Im Gegensatz zu den früher genannten Forschern stellten KÜSSNER [1940 ; 15], VAN ITALIE [1946 ; 30], TOMKO-WAGENHOFER [1951 ; 29], WEGNER [1951 ; 31], KOPP—KOVÁCS—KOTILLA [1953 ; 13] bis zur Reife eine Zunahme im Morphingehalt der Kapseln fest. Auch BERGER [1952 ; 2] betont in seinem Handbuch der Drogenkunde, dass in den Arzneibüchern der meisten Länder zwar die unreife Frucht als die offizielle Droge bezeichnet wird, dennoch aber die reife als die wertvollere gelten muss, da deren Morphingehalt grösser ist, als der der unreifen, grünen Kapseln.

Auch der Morphingehalt in den abschnittweise getrennten Teilen der Früchte wurde später von mehreren Verfassern untersucht. Nach den Feststellungen von BAGGESGAARD-RASMUSSEN [1] enthält der basale Teil das meiste Morphin, ungefähr 41—42% der Gesamtmenge. Demgegenüber vertreten GUILLAUME und FAURE [6] ausdrücklich die Ansicht, dass der grösste Morphingehalt in dem Narbenkranz zu finden wäre und empfehlen demzufolge vor

allem diesen Teil — zu Lasten der übrigen Kapselteile — für die Zwecke der industriellen Aufarbeitung. TOMKO und WAGENHOFER [29] veröffentlichen Angaben, die sich einesteils auf den Morphingehalt der im engeren Sinne genommenen (placentalosen) Fruchtwand und gesondert des Narbenkranzes, sowie der samenlosen Fachwände, andernteils auf den Gehalt an Nebenalkaloiden beziehen.

Auch im Zusammenhang mit den Samen werden von einzelnen Verfassern gewisse Feststellungen gemacht. In den unreifen Samen wurde von den meisten Autoren Morphin nachgewiesen und auch quantitativ festgestellt. VAN ITALIE [30] z. B. fand in ganz geringer Menge Papaverin und Morphin. Auch von WEGNER [31] wurde Morphin spurenweise festgestellt, doch führt er diese Beobachtungen auf die dem Samen anhaftenden Morphinteilchen der Kapselsekrete zurück. Demgegenüber wurde von anderen Verfassern mit aller Entschiedenheit erklärt, dass die Samen als morphinfrei betrachtet werden müssen.

Mit der Untersuchung des Morphins in den einzelnen Pflanzenteilen während der Vegetationsperiode und mit der Frage der damit zusammenhängenden Morphinbildung, begann man sich erst in den letzten 12 Jahren eingehender zu beschäftigen. Zuerst berichteten BAGGESGAARD-RASMUSSEN [1], später POETHKE—ARNOLD [22], WEGNER [31, 32], KOPP—KOVÁCS—KOTILLA [13], schliesslich MIKA [15] von derartigen Untersuchungen. Sie gelangten zur Feststellung, dass sich das Maximum der Morphinkonzentration im Laufe der Vegetationsperiode von der Wurzel aus zuerst in den Stengel, später in die Kapseln verlegt und gleichzeitig die Morphinkonzentration in den übrigen Organen auf ein Minimum sinkt. Obwohl die Verfasser POETHKE—ARNOLD und WEGNER ihre Feststellungen unter Vorbehalt veröffentlichten, geht aus ihren Resultaten klar hervor, dass sie eine gewisse Analogie mit der von MOTHES [17, 18], DAWSON [4] und anderen Autoren beschriebenen, teils auf die Wurzel beschränkten Alkaloidbildung und Translokation der *Solanaceae*-Pflanzen annehmen. Demgegenüber folgern KOPP und Mitarbeiter, dass das Morphin in der ganzen Mohnpflanze nur zum Teil in fertigem Zustand vorhanden ist und der Rest erst später, im Laufe der Trocknung, entsteht. MIKA untersuchte den Einfluss, der von den verschiedenen Temperatur- und Lichtverhältnissen auf die Bildung des Morphingehaltes ausgeübt wird. Interessant ist seine Beobachtung, wonach der Morphingehalt der Pflanzen dann ein maximaler ist, wenn sich dieselben zuerst 49 Tage lang bei einer achtstündigen Tagesbeleuchtung entwickelten, nachher 10 Tage lang einer 18stündigen künstlichen Beleuchtung ausgesetzt waren, schliesslich unter normalen Lichtverhältnissen völlig ausreiften.

Aus der oben gegebenen literarischen Zusammenfassung geht klar hervor, dass die Resultate der auf dem Gebiete der behandelten Frage erschienenen Arbeiten kein einheitliches Bild geben und meistens auch die divergierenden Ansichten der Verfasser erkennen lassen. Häufig kommt es auch vor, dass sich

die mitgeteilten Angaben nur auf ein einziges Organ der Pflanze beziehen. — Auf Grund all dieser Umstände halten wir es für motiviert und notwendig, uns mit der erwähnten Frage im Rahmen der im Jahre 1951 auf breiter Grundlage begonnenen, zweifach verwertbaren sog. alkaloiden Mohnzüchtung auch gesondert zu beschäftigen. Im Interesse dieser Aufgabe wurden auf Grund eines zweijährigen Arbeitsplanes Serienuntersuchungen durchgeführt. Vor allem wollten wir die Frage näher untersuchen, welche Veränderungen im Morphin- und Nebenalkaloiden-Gehalt während der Vegetationsperiode in den einzelnen Organen der Untersuchungspflanzen in Erscheinung treten.

Untersuchungsmaterial und Methode

Als Untersuchungsmaterial wurde die in früheren Experimenten gut bewährte SB-Sorte verwendet. Zu ihrer Charakterisierung sei erwähnt, dass die Pflanzen dieser Sorte eine mittlere Höhe erreichen, durchschnittlich 4—5 Verzweigungen aufweisen. Die Kronblätter sind von weisser Farbe, mit einem basalen Teil von mittellila Farbe. Die Kapseln sind flach-birnenförmig, die Samen zeigen eine stahlblaue Farbe. Der relative Morphinbasengehalt der reifen Kapseln schwankt zwischen 5 und 6 Promille, während sich der Gehalt an Nebenalkaloiden um ein Promille bewegt.

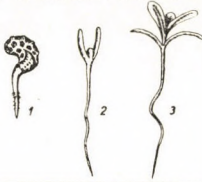
Im Jahre 1953 (im weiteren das erste Versuchsjahr genannt) hatte die begonnene Forschungsarbeit den Charakter einer Vorstudie und bezweckte vor allem, die auf Grund unserer Überlegungen zusammengestellte Untersuchungsmethode zu erproben und in bezug auf unsere Pflanzensorte ein informatives Bild über das Mass der Schwankungen im Alkaloidengehalt während der Vegetationsperiode zu gewinnen. — Unser Untersuchungsmaterial wurde in der Versuchsstation des Botanischen Forschungsinstitutes der Ungarischen Akademie der Wissenschaften in Vácrátót eingestellt. Auf dem 100 Quadratmeter grossen Gebiet, dessen Boden aus schwach gebundenem, ungedüngtem Sand bestand, wurde die Aussaat in einer Reihenentfernung von je 30 cm durchgeführt. Das Gebiet war im allgemeinen ein wenig dunstig und windgeschützt. Im Zusammenhang mit den Wetterverhältnissen während der Vegetationsperiode sei bemerkt, dass die Menge des Niederschlags — von der Keimung bis zur Kapselreife, also von März bis Anfang August — 320 mm betrug. Der an Niederschlag reichste Monat war der Juni mit 126 mm. Die Temperatur schwankte während dieser Zeit zwischen 6,2—22,2° C. Am wärmsten (22,2° C) war es im Monat Juli. Bei der Züchtung der Pflanze wurde die übliche agrotechnische Behandlung angewendet.

Für die Zwecke der Untersuchungen wurden vom 4—5blättrigen Zustand an bis zur Kapselreife insgesamt 7mal Probeentnahmen durchgeführt. Vor Beginn des Stengelwachstums wurden bei jeder Gelegenheit je 250 Pflanzen, vom Stengelwachstum an bis zur Fruchtreife hingegen in jedem einzelnen Stadium der Entwicklung je 20 Pflanzen bearbeitet und für die chemische Analyse vorbereitet.

Neben dem Studium der Alkaloidschwankung während der Vegetationsperiode, wurde auch die Feststellung der den Tageszeiten entsprechenden Veränderungen bezüglich der einzelnen Organe angestrebt. Unsere Arbeit bezweckte auch die Klärung der Frage, ob sich im Falle des Mohns solche Gesetzmässigkeiten zeigen, wie sie von HEMBERG und FLÜCK [7] in bezug auf die Alkaloide der *Datura* beobachtet wurden. Für diesen Zweck wurden nach der Blüte, in drei Fällen, zwischen 19. Juni und 29. Juli 1953, an jedem 5. Tag, um 5, 11, 17 und 23 Uhr, je drei morphogenetisch ähnliche Pflanzenindividuen eingesammelt. Das Untersuchungsmaterial wurde in dem Laboratorium der Chemischen Fabrik »Alkaloida« (Tiszavasvári) eingestellt.

Sowohl bei den während der Vegetationsperiode, als auch bei den zu den verschiedenen Tageszeiten eingesammelten Pflanzen wurden die Wurzel, der Stengel, die Blätter und die reproduktiven Organe, gesondert, bei 60° C, bis zur Gewichtskonstanz getrocknet. Die Proben wurden zu Pulver zerstossen (Sieb IV), worauf — nach einer mit Ammoniak-Alkohol erfolgten Extrahierung — der Morphin- und Nebenalkaloiden-Gehalt in den Organen mit Hilfe der von SCHULEK und SZEGHŐ [25, 26] ausgearbeiteten und in der Chemischen Fabrik »Alkaloida« (Tiszavasvári) für trockene Pflanzenteile angewandten titrimetrischen Methode festgestellt wurde.

Im zweiten Versuchsjahr (1954) wurde die Forschungsarbeit, unter Berücksichtigung der Resultate des ersten Versuchsjahres, auf Grund eines ausführlicheren Arbeitsplanes fortgesetzt.

Da wir bei Beginn unserer Experimente auch auf die durch die etwaigen Umweltsfaktoren verursachten Veränderungen bedacht waren, wurde die SB-Sorte in diesem Jahre in zwei Versuchsstationen, in Alsógöd und in Budatétény, in 100 Quadratklafter umfassenden Parzellen für unsere Versuche eingestellt. In beiden Fällen waren Reihen und Pflanzen jeweils 30 cm voneinander entfernt. In Alsógöd entwickelten sich die Pflanzen in einem Sandboden mit schwacher Nährkraft, in Budatétény in einem mittelgebundenen Lehmboden. Zur Ergänzung seien hier auch die Witterungsverhältnisse der beiden Gebiete mitgeteilt. In Alsógöd betrug die Menge des Niederschlags während der Vegetationsperiode — unter Berücksichtigung der Angaben des meteorologischen Institutes von Vác — ungefähr 412 mm. Der an Niederschlag reichste Monat war der Juli, mit einem Durchschnitt von 91,7 mm. Demgegenüber erwies sich in Budatétény — bei einer Gesamtniederschlagsmenge von 364 mm — der Juni, mit 129 mm, als der an Niederschlag reichste Monat. Die durchschnittliche Mitteltemperatur — von März bis August — schwankte in Alsógöd zwischen 6—21° C, bzw. in Budatétény zwischen 6,8—22° C. Der wärmste Monat war an beiden Orten der Juni.

Die Abb. 1 veranschaulicht die Durchführung und Abwicklung des Einsammelns während der Vegetationsperiode, ferner die morphologischen Durchschnittsangaben des Versuchsmaterials. Aus der Tabelle geht hervor, dass den sechs morphogenetischen Stadien des Mohns entsprechend, innerhalb der Stadien des ruhenden Samens (I), der Keimung (II), des Rosettenstadiums (III), des Stengelwachstums (IV), der Blüte, der Samenentwicklung und des Kapselwachstums (V), schliesslich der Samen-und Kapselreife (VI) Pflanzen verschiedenen Alters und bestimmter Anzahl einmal oder zweimal bzw. dreimal eingesammelt wurden. In den Stadien I—III wurden die Proben vormittags von 8—9 Uhr genommen, in den Stadien IV—VI hingegen an den Sammeltagen, um 5, 11, 17 und 23 Uhr. — In der Tabelle sind links und rechts von den den Entwicklungszustand bezeichnenden Graphikonen : der Sammelort, die Sammelzeit, sowie die phenologischen und morphologischen Verhältnisse angegeben. Daraus kann festgestellt werden, dass die Aussaat fast in allen Fällen nahezu zur selben Zeit, Mitte März, erfolgte — die Keimung jedoch sich an beiden Orten verschob. Deshalb begann die Aufarbeitung der ersten Jungpflanzen Ende März, bzw. Anfang April, während das Einsammeln der reifen getrockneten Pflanzen in beiden Versuchsstationen in den letzten Tagen des Juli, fast zum gleichen Zeitpunkt begann. Die von der Aussaat an berechnete Vegetationsperiode betrug in Alsógöd 129, in Budatétény hingegen 123 Tage.

Das eingesammelte Untersuchungsmaterial wurde auf dieselbe Weise bearbeitet wie im ersten Versuchsjahr. Ein Unterschied bestand nur darin, dass das Blättersystem und der Stengel, im zweiten Versuchsjahr, vom Knospenstadium bis zur Fruchtreife (IV—VI), voneinander getrennt, in drei Anschnitten — unteres, mittleres und oberes Drittel — untersucht wurden. Die die einzelnen Organe bzw. Organteile betreffenden Durchschnittswerte wurden bis zum Stengelwachstum auf Grund der chemischen Untersuchung anfangs 1000 dann 120 Pflanzen gewonnen, während dieselben vom Stengelwachstum angefangen, den zu den verschiedenen Tageszeiten durchgeführten Sammlungen entsprechend, aus den analytischen Resultaten der bei jeder Gelegenheit gesammelten 4×15, also insgesamt 60 Pflanzen berechnet wurden. Von den ganz jungen, nur ein paar Tage alten Keimpflänzlein wurden bei jeder Analyse ungefähr 10 000—12 000 Exemplare verwendet. In diesem Falle wurde der Morphingehalt natürlich nicht in bezug auf die einzelnen Organe, sondern auf die ganze Pflanze festgestellt.

Die Resultate der Untersuchungen. Von einer Veröffentlichung der ausführlichen, zahlenmässigen Angaben der zweijährigen Untersuchungen wird hier Abstand genommen und die erzielten Resultate werden — zusammen mit den auf Grund der Durchschnittwerte der chemischen Analysen hergestellten Grafikonen, Kreisdiagrammen, sowie einer veranschaulichenden Zeichnung — beschrieben.

Die Resultate des ersten Versuchsjahres werden — dem abweichenden Charakrer der Untersuchungen entsprechend — in zwei Teilen behandelt. Der erste Teil bezieht sich auf die Schwankung, die sich organweise im Morphin- und Nebenalkaloiden-Gehalt zeigt und zwar von dem von uns mit III bezeichneten Stadium der Ontogenese angefangen. Im zweiten Teil hingegen wird — entsprechend den Tageszeiten auf den Graphikonen — die zur Zeit der Samen- und Kapsel-Entwicklung organweise vor sich gehende Änderung im Morphin- und Nebenalkaloiden-Gehalt erörtert.

Zuerst wollen wir untersuchen, welche Veränderung sich im **Morphinbasengehalt der untersuchten Organe** zeigt. Das Säulengraphikon der Abb. 2 veranschaulicht, in ‰ ausgedrückt, den Morphingehalt, und zwar vom Stadium (III) der 6—7blättrigen Rosette an, über das Stadium der hervortretenden Knospe, der blühenden, halbreifen Pflanze hinweg, bis zum völlig reifen (VI) Stadium. Aus dem Graphikon geht klar hervor, dass die Morphinkonzentration der Wurzel in den Pflanzen mit Rosettenblättern am grössten ist, da diese 1,31 bzw. 1,14‰ beträgt. Im Laufe der weiteren Entwicklung zeigt sich mit kleineren Schwankungen eine allmähliche Abnahme und die geringste Konzentration (0,28‰) ist in der vollreifen

VERSUCHSSTATION: ALSÓGÖD							DIE MORPHOGENETISCHEN STADIEN DES MOHNS	VERSUCHSSTATION: BUDATÉTÉNY						
VERZWEIGUNGEN	LAUBBLÄTTER L/B IN CM	KEIM- UND LAUBBLÄTTER	HAUPTWURZEL L/B IN CM	HÖHE DER PFL. IN CM	ALTER DER PFL. IN TAGEN; ENTWICKL.-ZUSTAND	SAMMLUNGSZEIT		SAMMLUNGSZEIT	ALTER DER PFL. IN TAGEN; ENTWICKL.-ZUSTAND	HÖHE DER PFL. IN CM	HAUPTWURZEL L/B IN CM	KEIM- UND LAUBBLÄTTER	LAUBBLÄTTER L/B IN CM	VERZWEIGUNGEN
I–III. EINMALIGE SAMMLUNGEN (VORM. 8–10 H)								I–III. EINMALIGE SAMMLUNGEN (VORM. 8–10 H)						
—	—	—	—	—	0 REIFER SAMEN	1953 VII 28.	I. RUHENDER SAMEN	1953 VII 28.	0 REIFER SAMEN	—	—	—	—	—
—	—	—	0,3–0,5	—	7 DURCHBRUCH DER SAMENSCHAALE	1954 III 29.	II KEIMENTFALTUNG	1954 IV. 10.	14 DURCHBRUCH DER SAMENSCHAALE	—	0,3–0,5	—	—	—
—	0,5/0,1	2 0	1/0,5 mm	HYPOCOTYL 3	16 ZWEI KEIMBLÄTTER	IV. 7		IV. 17	21 ZWEI KEIMBLÄTTER	HYPOCOTYL	1/0,5 mm	2 0	0,7/0,3	—
—	1/0,3	2 4	3/0,5 mm	HYPOCOTYL 4	32 PRIMÄRE LAUBBLÄTTER	IV. 23.		IV. 28.	32 PRIMÄRE LAUBBLÄTTER	HYPOCOTYL 3,5	2/0,5 mm	2 2	1,2/0,5	—
—	10/2	(2) 5–7	6/0,3	5,5	46 5–7 LAUBBLÄTTER	V 7	III. ROSETTENSTADIUM (BIS ZUM BEG. STENGELBG.)	V. 13.	47 6–8 LAUBBLÄTTER	6	13/0,4	(2) 6–8	12/3,5	—
—	13/2,5	(2) 8–10	9/0,3	22	57 8–10 LAUBBLÄTTER	V. 18.		V. 26.	60 10–12 LAUBBLÄTTER	19	13/0,6	(2) 10–12	17/6	—
IV–VI. SAMMLUNGEN: 5h, 11h, 17h, 23h								IV–VI. SAMMLUNGEN: 5h 11h 17h 23h						
—	27/7	(0) 15	14/0,8	40	65 STENGELWACHSTUM	V. 26.–27.	IV. STENGELWACHSTUM (BIS ZUR ENTF. D. HAUPTBL.)	VI. 2.–3.	67 STENGELWACHSTUM	36	14/0,8	(0) 13	21/7	—
1–2	33/17	(0) 21	22/1,8	66	79 BLÜTENKNOSPE ENTFG. D. HAUPTBLÜTE	VI. 9.–10.		VI. 19.–20.	84 BLÜTENKNOSPE ENTFG. D. HAUPTBLÜTE	61	21/1,7	(0) 18	28/18	1–3
1–3	33/16	(0) 21	23/2	97	93 VOLLBLÜTE	VI. 23.–24.	V. BLÜTE, SAMENENTWICKL., KAPSELWACHSTUM	VI. 26.–27.	91 VOLLBLÜTE	85	22/1,8	(0) 24	28/18	1–5
1–4	GELBWERDENDE OBERE, VERTROCKNETE UNTERE BLÄTTER		23/2	114	108 HALBREIFER ZUSTAND	VII. 8.–9.	VI. SAMEN- U. KAPSELREIFE	VII. 12.–13	107 HALBREIFER ZUSTAND	101	22/1,8	GELBWERDENDE OBERE, VERTROCKNETE UNTERE BLÄTTER		1–5
1–4	BRAUNE OBERE, TROCKENE UNT. BLÄTTER		20/1,7	114	129 REIFER ZUSTAND	VII. 29.–30.		VII. 28.–29.	123 REIFER ZUSTAND	101	21/1,6	BRAUNE OBERE, TROCKENE UNT. BLÄTTER		1–5

Abb. 1. Die morphologischen und Sammlungsangaben des auf Alkaloidgehalt untersuchten Materials (SB-Sorte)

Pflanze festzustellen. In den Laubblättern geht die Ausbildung des Morphingehalts anders vor sich, als in der Wurzel. Am Anfang (III) tritt nämlich ein niedriger Wert (0,49—0,42‰) in Erscheinung. Später steigt die Konzentration allmählich an, um zur Zeit der Halbreife ihren maximalen Wert (1,27‰) zu erreichen. Nachher, im Reifezustand, nimmt der Morphingehalt auf eine der Wurzel ähnliche Weise ab und nähert sich angefähr dem Ausgangswert. Das Verhalten des Morphinbasengehalts im Stengel ist dem der Blätter am meisten ähnlich und zeigt

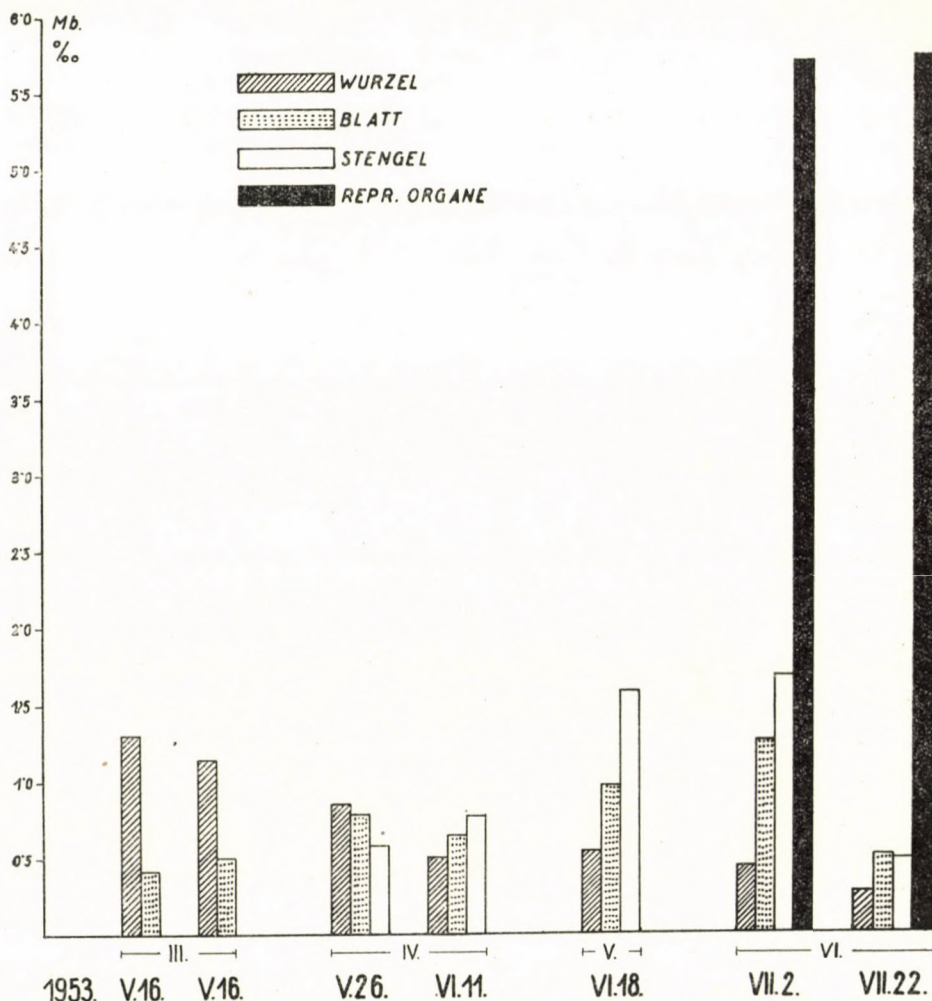



Abb. 2. Die organweise Verteilung des Morphinbasengehaltes vom Rosettenstadium bis zum vollreifen Kapselstadium, bei den Pflanzen der SB-Sorte (Erstes Versuchsjahr)

nur darin eine Abweichung, dass die Werte — abgesehen vom Anfangsstadium des Stengelwachstums — höher sind. Das in den halbreifen Pflanzen nachweisbare Morphinmaximum beträgt 1,70‰, während das am Ende der Vegetationsperiode feststellbare Minimum von 0,50‰ fast gleichwertig mit dem der Blätter ist. Bei den samenlosen Früchten im halbreifen und reifen Zustand übertritt der Morphinbasengehalt bedeutend die höchsten Werte der vegetativen Organe, ansonsten sind die Resultate in den beiden Zuständen nahezu gleich (5,69‰ bzw. 5,77‰).

Die Veränderung im **Gesamtgehalt der Nebenalkaloide** der einzelnen Organe ist eine sehr interessante Erscheinung und lässt — im Vergleich zu dem Morphingehalt — fast bei jedem Organ eine auffallende Abweichung erkennen. Die Graphikone der Abb. 3 gestatten nämlich die Feststellung, dass die Wurzel (mit Rosettenblättern) im jungen Zustand zwar viele Nebenalkaloide, doch keinesfalls in maximaler Menge, enthält (0,78‰). Etwas später kann eine kleinere-grössere Abnahme, nachher — im halbreifen Zustand — eine augenfällige Erhöhung festgestellt werden (1,24‰). In vollreifem Zustand sinkt der Wert fast auf das Minimum (0,34‰). Im Blatt ist im allgemeinen im Laufe der Vegetationsperiode keine so extreme Wertverschiebung festzustellen, wie in der Wurzel. Das Maximum (0,77‰) tritt im Knospenzustand in Erscheinung. In der Reihe der vegetativen Organe enthält zweifellos der Stengel in der grössten Menge die Nebenalkaloide. Im Laufe der Vegetationsperiode übertreffen die Werte, die sich auf das Stengelwachstum, die Blüte und den Reifezustand beziehen, um mehr als das Zweifache den sowohl in der Wurzel, als auch in den Laubblättern festgestellten Gehalt an Nebenalkaloiden. Als besonders interessant muss der Umstand bezeichnet werden, dass der Stengel im halbreifen Zustand fast um 0,5‰ den Wert der Kapseln übertrifft, ja sogar auch im reifen Zustand um 0,2‰ grösser ist.

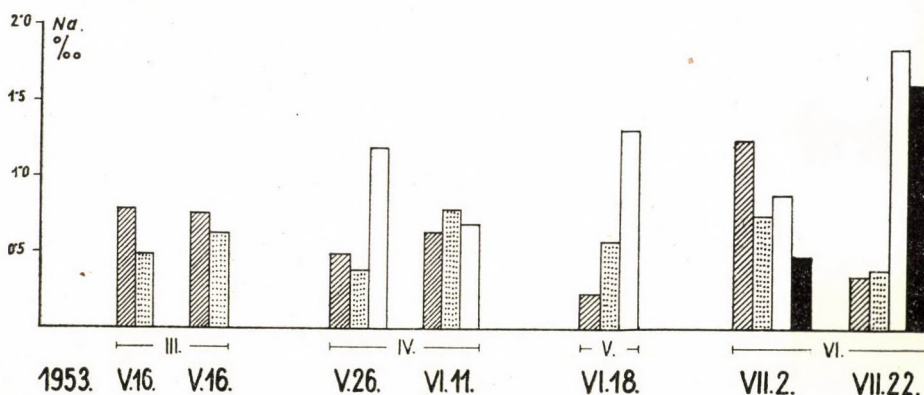



Abb. 3. Die organweise Verteilung des Gesamtgehaltes an Nebenalkaloiden vom Rosettenstadium bis zum vollreifen Kapselstadium, bei den Pflanzen der SB-Sorte (Erstes Versuchsjahr). Bezeichnung der Organe nach Abb. 2

Bei der Besprechung der Resultate der zu **verschiedenen Tageszeiten** durchgeführten Untersuchungen, sei vor allem auf die in den Abb. 4 und 5 dargestellten Graphikone hingewiesen, in denen in ‰ ausgedrückt, einesteils der Morphin-, anderenteils der Nebenalkaloiden-Gehalt der untersuchten Organe erkennbar ist und zwar in Relation zu den zu verschiedenen Tageszeiten durchgeführten Sammlungen. Die drei, zu nacheinander folgenden Zeitpunkten durchgeführten Untersuchungs-Serien gestatten im wesentlichen folgende Feststellungen:

In der ersten Untersuchungsserie (19. Juni) zeigt der Morphingehalt der Wurzel von 5 Uhr früh an, während der ersten 12 Stunden, nahezu ähnliche Werte (0,16—0,13‰), um dann in den Nachtstunden in geringem Masse anzusteigen (0,29‰). — Demgegenüber zeigen der Stengel und die Blätter vormittags 11 Uhr den höchsten Wert (1,25 bzw. 0,97‰). Zur selben Zeit konnte in dem im Wachstum befindlichen Fruchtknoten, im Vergleich zu den vegetativen Organen, ein sehr auffallender Wertzuwachs beobachtet werden (3,82—3,74‰), der jedoch zu den von uns aufgenommenen Tageszeiten keine bedeutendere Schwankung erkennen lässt. Fünf Tage später (24. Juni) tritt in der zweiten Untersuchungsserie, sowohl in den vegetativen, als auch in den reproduktiven Organen, vormittags ein Maximum in Erscheinung (0,53, 0,97, 1,25, 3,86‰). Später, in den Nachmittagsstunden, kann in allen Teilen, mit Ausnahme der Wurzel, eine bedeutende Wertabnahme beobachtet werden. Schliesslich kann in den Nachtstunden, gleichmässig in allen vier Organen, ein zweites Maximum angenommen werden.

In der dritten Versuchsserie, wenn sich die Kapseln in einem nahezu halbreifen Zustand befinden, kann der Stoffwechsel der Mohnpflanze, vom Standpunkte der Morphinbildung und Anhäufung, scheinbar recht verschieden sein. — Der Stengel und die Blätter folgen — mit einem ein wenig grösseren Wert — der im vorigen Stadium beobachteten Schwankung, hin-

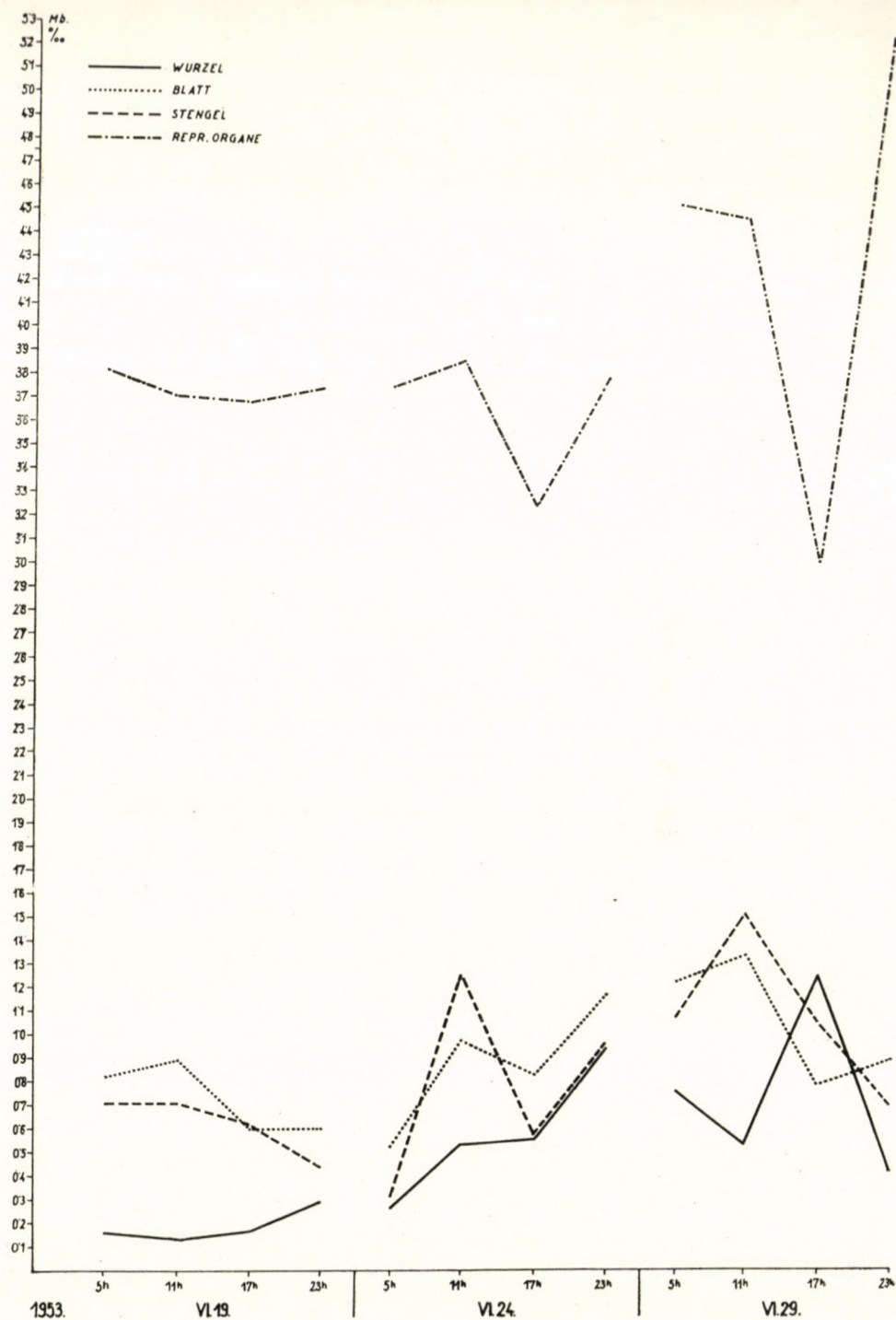



Abb. 4. Die den Tageszeiten entsprechende Schwankung im Morphinbasengehalt zur Zeit der Kapsel- und Samenreife (Erstes Versuchsjahr)

gegen muss an einen gewissen Zusammenhang zwischen dem Wurzelsystem und den Kapseln gedacht werden. Der in den frühen Morgenstunden feststellbare Morphingehalt steigt nämlich, nach einer im Laufe des Vormittags in der Wurzel auftretenden plötzlichen Abnahme (0,53‰), allmählich an, um in den Nachmittagsstunden sein Maximum (1,25‰) zu erreichen. Dann sinkt derselbe mit einer plötzlichen Abnahme in den Nachmittagsstunden wieder auf das Minimum (0,41‰). Demgegenüber lässt der Morphingehalt der Kapseln, zwar mit hervorspringendem Wert, eine gerade entgegengesetzte Schwankung erkennen, denn das relative Maximum des Vormittags wird nachmittags von einer auffallend grossen Wertabnahme abgelöst, welch letztere mehr als 1‰ beträgt. In den Abendstunden, wenn die Morphinkonzentration in der Wurzel im Abnehmen begriffen ist, steigt dieselbe in den Kapseln gleichzeitig an, um Abends 23 Uhr das Maximum zu erreichen (5,24‰).

Wenn wir die den Tageszeiten entsprechende Schwankung im Nebenalkaloiden-Gehalt näher untersuchen (Abb. 5), bietet sich uns das Bild sehr bedeutender Bewegungen, ein Um-

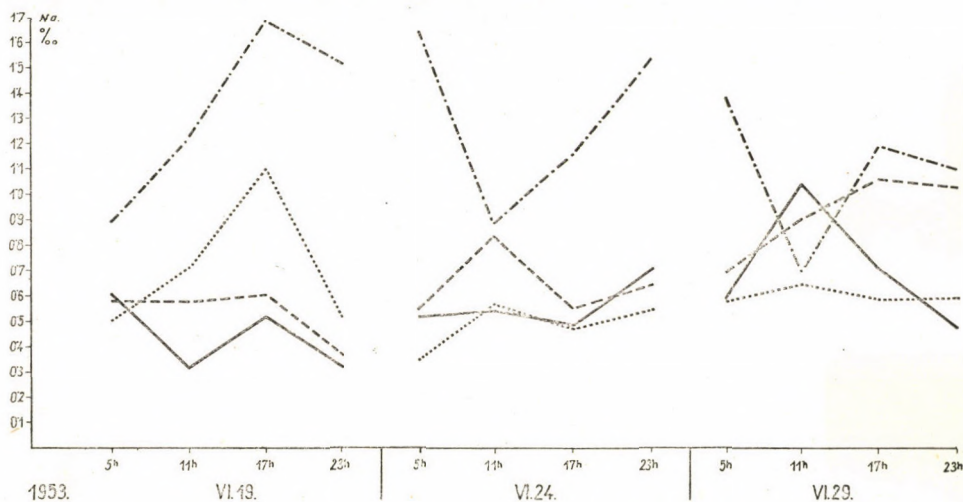



Abb. 5. Die den Tageszeiten entsprechende Schwankung im Gesamtgehalt der Nebenalkaloide zur Zeit der Kapsel und Samenreife (Erstes Versuchsjahr). Die Bezeichnung der Organe nach Abb. 4

stand, der auch in den Untersuchungsergebnissen der Nebenalkaloide während der Vegetationsperiode zu beobachten ist. — Nach der Blüte (19. Juni) kann in jedem Organ um 17 Uhr ein Maximum festgestellt werden. Diese Werte sind, mit Ausnahme der Kapseln, stets höher, als die vom Morphinmaximum in denselben Organen gezeigten Werte. Nach einigen Tagen zeigt sich jedoch bei den vegetativen Organen (ähnlich dem Morphin) um 11 Uhr eine Erhöhung, während das Minimum in den Nachmittagsstunden in Erscheinung tritt. Hingegen ist bei den reproduktiven Organen die Lage gerade umgekehrt und die Wertunterschiede sind in jedem Fall grösser. — Im halbreifen Zustand der Kapseln ist auch hier — ähnlich den Morphin-Beobachtungen — der charakteristische Zusammenhang zwischen Wurzel und Kapsel vorhanden, doch zeigt sich dies im vorliegenden Fall in den Vormittagsstunden.

Obwohl in beiden Graphikonen nur eine herausgegriffene Einzelheit im endogenen Rhythmus der Pflanze festgehalten wird, geben sie dennoch einen entsprechenden Beweis dafür, dass auch im Mohn, ähnlich der bei den anderen Alkaloid-Pflanzen beobachteten, den Tageszeiten entsprechenden Schwankung, in bezug auf die Bewegung der Wirkstoffe eine gewisse Gesetzmässigkeit angenommen werden kann.

Auf diese Resultate gestützt waren wir **im zweiten Versuchsjahr** bestrebt, unsere Untersuchungen auch auf die übrigen Stadien in der Ontogenese des Mohns auszudehnen und die organweise Verteilung der Mohn-Alkaloide — vom Samenzustand bis zur Kapselreife — mit entsprechender Aufmerksamkeit zu verfolgen.

Die den Morphinbasengehalt betreffenden Resultate der im zweiten Versuchsjahr durchgeführten Untersuchungen wurden — in bezug auf beide Versuchsstationen — in der Abb. 6

veranschaulicht. In der einen komplexen Charakter aufweisenden Tabelle ist in der links- und rechtsseitigen vertikalen Achse der relative Morphinbasengehalt der Organe mit der Länge der den Versuchsgebieten und den morphogenetischen Stadien nach gesonderten, horizontal angeordneten Säulen, in ‰ Werten ausgedrückt. In der unteren horizontalen Achse sind — von beiden Seiten nach innen zu — die ‰ Werte aufgenommen. Neben dem den relativen Morphinbasengehalt wiedergebenden Graphikonsystem sind die untereinander angeordneten Kreisdiagramme berufen, auch den absoluten Morphingehalt — vom Stengelwachstum angefangen — zu veranschaulichen. Die Grösse des Kreises steht jeweils im Verhältnis zum absoluten Morphin-

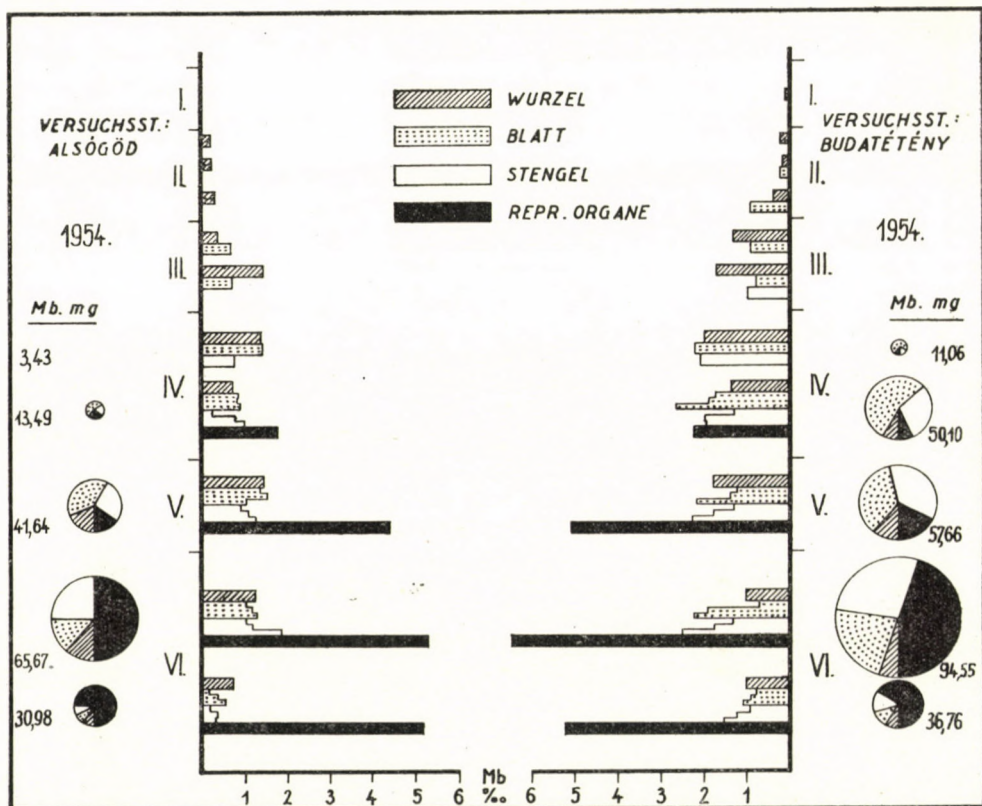



Abb. 6. Die organweise Veränderung im Morphinbasengehalt — in beiden Versuchsstationen — während der Vegetationsperiode, bei den Pflanzen der SB-Sorte (Zweites Versuchsjahr)

gehalt der in den verschiedenen Stadien der Entwicklung befindlichen Pflanzen. Dieser Morphingehalt ist in mg ausgedrückt. Die Kreissegmente deuten auf die prozentuelle Verteilung des Morphinbasengehaltes in den verschiedenen Organen der Pflanzen.

Bezüglich des **relativen Morphinbasengehaltes** wurde folgendes festgestellt. Das Morphin kann im reifen Samen überhaupt nicht oder nur in Spuren nachgewiesen werden, was auch auf Grund der in Budatétény durchgeführten Untersuchungen festgestellt werden kann (Abb. 6. I). Diese Spuren können jedoch auch infolge der Anwesenheit der dem Samen anhaftenden Opiumteilchen entstehen. Im folgenden Stadium (II) konnte — vom Durchbruch der Samenschale angefangen, also beim Erscheinen der primären Wurzel — Morphin in allen Fällen festgestellt werden (0,16—0,18‰). Gleichzeitig mit der Entwicklung der Keimblätter und der primären Laubblätter erscheint zwar in den Wurzeln eine gewisse Erhöhung (0,28—0,37‰), doch wird sie vom Morphingehalt der primären Blätter bedeutend übertroffen (0,87‰). — Demgegenüber weisen die Wurzeln im Rosettenstadium (III/2) abermals einen maximalen Wert auf (1,40—1,72‰). Zur Zeit des Stengelwachstums (IV/1) ist das Morphin in allen Organen

nahezu gleichmässig verteilt. Im Sinne unserer Beobachtungen sind zu diesem Zeitpunkt sowohl die Wurzeln, als auch die Blätter und Stengel reichlich mit Milchsaft versorgt. Hingegen ist beim Erscheinen der Hauptknospe (IV/2), wenn der entwickelte Stengel mit den darauf befindlichen Blättern bereits in drei Abschnitten, getrennt, untersucht wurde, eine Abnahme im relativen Werte des Morphinbasengehaltes hauptsächlich im Wurzelsystem, doch in geringem Masse auch im Stengel zu beobachten. Zur gleichen Zeit erreicht der Morphingehalt in der entwickelten Knospe — im Vergleich zu den vegetativen Organen — bereits ein ziemlich hohes Niveau. — Zur Zeit der Vollblüte (V) kann — im Gegensatz zum vorigen Stadium — in den Wurzeln ein geringes Ansteigen beobachtet werden (1,37—1,46‰). Später tritt — über den halbreifen Zustand (VI) hinweg, bis zur Fruchtreife — eine allmähliche, ungefähr 0,5‰ betragende Abnahme ein (0,72—0,95‰). Ähnlich verhalten sich auch die Blätter und der Stengel. In diesen Organen zeigt sich, nach einem allmählichen Ansteigen, im halbreifen Zustand ein Maximum und zwar auf die Weise, dass die in den einzelnen Niveaus sich zeigenden Werte in allen Fällen von unten nach oben stets immer mehr zunehmen. Schliesslich tritt auch hier bis zur Fruchtreife eine bedeutende Morphinabnahme (cca. 1‰) ein. Bei den reproduktiven Organen, also in den Blüten bzw. in den sich entwickelnden Kapseln und in den reifen Früchten, ist — gegenüber den vegetativen Organen — eine Differenz von mehreren Promillen festzustellen. Das Maximum (5,14—6,37‰) kann im halbreifen Zustand gemessen werden. Dieser Wert nimmt bis zur Fruchtreife in geringem Masse ab. — Unsere die Menge des Milchsaftes betreffenden Beobachtungen stehen im Einklang mit der Verschiebung des Maximums im Morphingehalt, da mit fortschreitender Samen- und Kapselreife in den Organen, von unten nach oben gerichtet, die Menge des ausfliessenden Milchsaftes abnimmt. Im halbreifen Zustand kann nur mehr im oberen Drittel des Stengels und auf der Schnittfläche der Kapsel eine weissliche Flüssigkeit festgestellt werden.

Bei der Untersuchung des **absoluten Morphinbasengehaltes** sei vor allem auf die in Abb. 6 gezeigten Kreisdiagramme hingewiesen. — Die mit verschieden grossen Kreisen bezeichneten Mengen lassen deutlich erkennen, dass der absolute Morphingehalt — und das bezieht sich auf beide Versuchsstationen — von dem Stengelwachstum angefangen in allen Organen der Pflanze rapid zunimmt. Der die ganze Pflanze betreffende Spitzenwert (65,6 bzw. 94,5 mg) tritt zur Zeit der halbreifen Kapseln in Erscheinung, wenn die Früchte ihre endgültige Grösse bereits erreicht haben und die Versorgung der reifenden Samen mit Nährstoffen sich ihrem Ende nähert. Im weiteren Verlauf nimmt der absolute Morphingehalt bis zur vollen Reife ab und sinkt auf 40—45% der früheren Werte (30,98 bzw. 36,75 mg).

Die gesonderte Auswertung und der Vergleich des absoluten Morphingehaltes in den einzelnen Pflanzenteilen gestatten die Feststellung, dass die absolute Morphinmenge in der Wurzel und in den Blättern der Pflanze, von dem bei dem Stengelwachstum feststellbaren Wert von 1—8 mg, nach langsamem Ansteigen zu Beginn der Blüte oder während der ganzen Blüte, den Maximalwert d. h. 6—8 bzw. 15—27 mg erreicht. Im weiteren Verlauf der Ontogenese nehmen diese Werte rapid ab und in den erwähnten Organen der reifen (getrockneten) Pflanzen sind nur mehr ungefähr 3 mg zu finden.

Bezüglich des Stengels wurden in beiden Versuchsstationen im halbreifen Zustand die höchsten Werte (16—26 mg) festgestellt, während im reifen Zustand auch hier eine bedeutende Abnahme (2—4 mg) zu beobachten war. — In den Kapseln kann — wie dies auch bei den ‰-Werten beobachtet wurde — die bedeutendste Menge (33—42 mg) im halbreifen Zustand festgestellt werden, eine Menge, die ungefähr 42—50% des Gesamtmorphingehaltes der Pflanze entspricht. Im Reifezustand zeigt diese Menge zwar — ähnlich den übrigen Organen — eine gewisse Abnahme (23—25 mg), doch auch so beträgt sie noch ungefähr 70% von dem Gesamtmorphingehalt der Pflanze.

Den obigen Resultaten muss noch hinzugefügt werden, dass sie zum Grossteil mit der Trockengewichtszunahme der Organe im Zusammenhang stehen, während die bedeutende Zunahme im Morphingehalt der Kapseln mit den Trockengewichts-Verhältnissen nicht in Verbindung gebracht werden kann. Die im Reifezustand für die Organe charakteristische Wertabnahme kann schliesslich — zumindest teilweise — mit dem infolge der Trocknung eintretenden Zerfall erklärt werden.

In Ergänzung unserer im zweiten Versuchsjahr (1954), im Zusammenhang mit den während der Vegetationsperiode auftretenden Morphinschwankungen durchgeführten Untersuchungen wurde auch der **Morphingehalt in den Fruchtknoten**, später in den **halbreifen** sowie in den **reifen samenlosen Kapseln** eingehender analysiert. Jede Analyse erfolgte auf Grund der Untersuchungen von je 100—100 Kapseln. Die Kapseln **wurden den Abschnitten nach getrennt** und der absolute und relative Morphingehalt des Narbenkranzes, des oberen und unteren Teiles der Kapselwand, sowie des Fruchtstengels gesondert bestimmt. Schliesslich wurde auch festgestellt, wieviel Prozenten der Morphinmenge aus der ganzen Kapsel der in den Abschnitten befindliche Morphingehalt entspricht (Abb. 7).

In bezug auf den relativen Morphinbasengehalt zeigten die Fruchtknoten einen Wert von 8,25‰, der sich bis zur Reife auf 4,61‰ senkte. Diese allmähliche Abnahme kommt in den absoluten Mengen nicht zum Ausdruck. Auch im Laufe dieser Untersuchungen wurden — ähnlich den während der Vegetationsperiode die ganzen Pflanzen betreffenden Feststellungen — im halbreifen Zustand die grössten Werte gewonnen (9,91 mg), während bei den Knoten eine Menge von 2,62 mg, bei den reifen Kapseln eine von 7,51 mg festgestellt wurde. Aus den den relativen Morphingehalt der Kapselteile bezeichnenden ‰-Werten, aus den absoluten Mengen, oder aus den die prozentuelle Verteilung bezeichnenden Angaben geht klar hervor, dass ein Grossteil von dem Morphingehalt der Kapseln hauptsächlich in dem unteren und mittleren Teil der Kapselwand konzentriert ist, während der Fruchtstengel und der Narbenkranz nur einen verschwindend kleinen Bruchteil von der in der Frucht befindlichen Morphinmenge enthalten.

ABSCHNITT	FRUCHTKNOTEN AM 30. VI.			HALBREIFE KAPSELN 15. VII.			REIFE KAPSELN 29. VII.		
	‰	mg	%-VERHÄLT	‰	mg	%-VERHÄLT	‰	mg	%-VERHÄLT
NARBENKRANZ	5,56	0,37	14,12	4,56	1,32	13,32	3,12	0,50	6,66
OB. K. WAND	7,06	0,56	21,38	6,96	2,99	30,17	6,45	2,39	31,82
UNT. K. WAND	10,50	0,82	31,30	6,80	3,60	36,33	7,40	3,92	52,20
FRUCHTST.	9,90	0,87	33,20	6,10	2,00	20,18	1,76	0,70	9,32
INSG.	8,25 ‰	2,62 mg	100 %	6,11 ‰	9,91 mg	100 %	4,61 ‰	7,51 mg	100 %

Abb. 7. Der dem jeweiligen Abschnitt entsprechende Morphinbasengehalt in den Mohnkapseln zu den verschiedenen Zeitpunkten der Entwicklung (Zweites Versuchsjahr)

Im weiteren wird über die im Laufe der Vegetationsperiode beobachteten Veränderungen im **Gesamtgehalt der Nebenalkaloide** berichtet. Die diesbezüglichen Resultate sind in dem Graphikon und in den Kreisdiagrammen der Abb. 8 veranschaulicht. Die einzelnen Bezeichnungen und Einteilungen werden in ähnlichem Sinne verwendet, wie in Abb. 6, nur dass hier die ‰-Werte die Gesamtmenge der verschiedenen, teils Phenantren-, teils Isochinolin-Ring-Nebenalkaloide ausdrücken. Vom Anfangsstadium ausgehend kann gesagt werden, dass die reifen Samen Nebenalkaloide (Abb. 8 I) höchstens nur spurenweise enthalten, während in den abgewaschenen Samen ihre Anwesenheit überhaupt nicht nachgewiesen werden konnte. Demgegenüber zeigen sich die Nebenalkaloide zur Zeit der Keimentfaltung (II/1) bereits in einer gut messbaren Menge und ihr relativer Wert (0,39—0,83‰) ist grösser, als der des Morphins in der ähnlichen Periode (0,16—0,18‰).

In den weiteren Stadien der vegetativen Entwicklung (II/2, III, IV/1) ist die Konzentration der Nebenalkaloide in der Wurzel der in der Versuchsstation Budatétény gezüchteten Pflanzen in allen Fällen grösser, als in den gleichaltrigen Laubblättern. Der grösste Wert (erstes Maximum) zeigt sich in dem dem Stengelwachstum unmittelbar vorangehenden Zustand (0,92‰). Während dieser Zeit bewegt sich der Nebenalkaloiden- Gehalt der Laubblätter nahezu auf dem gleichen Wertniveau und geht nur zu Beginn der reproduktiven Phase, hauptsächlich in den tieferen Blättern, in ein Maximum über (0,87‰). Zu dieser Zeit zeigt sich auch in der Wurzel eine zweite Erhöhung, die jedoch geringer ist, als das vorher erwähnte Maximum (0,89‰).

Dann erfolgt in beiden Organen eine allmähliche Abnahme, die in der vollreifen Pflanze auf das Minimum sinkt. — Die Menge der im Stengel befindlichen Nebenalkaloide zeigt — im Vergleich zu der der Wurzeln und der Blätter — eine anders geartete Schwankung, da sie von allem Anfang an, sowohl in der Vegetativen, als auch in der reproduktiven Phase, durch ein allmähliches Ansteigen mehr oder weniger die in den erwähnten Organen festgestellten Werte übertrifft. Zur Zeit des Stengelwachstums bzw. der Stengelausbildung, also in den III/2 und IV/1 Stadien der Ontogenese, kann zuerst eine grosse (0,84‰), dann eine etwas kleinere Konzentration beobachtet werden. Später, im Knospenzustand (IV/2), zeigt sich ein auffal-

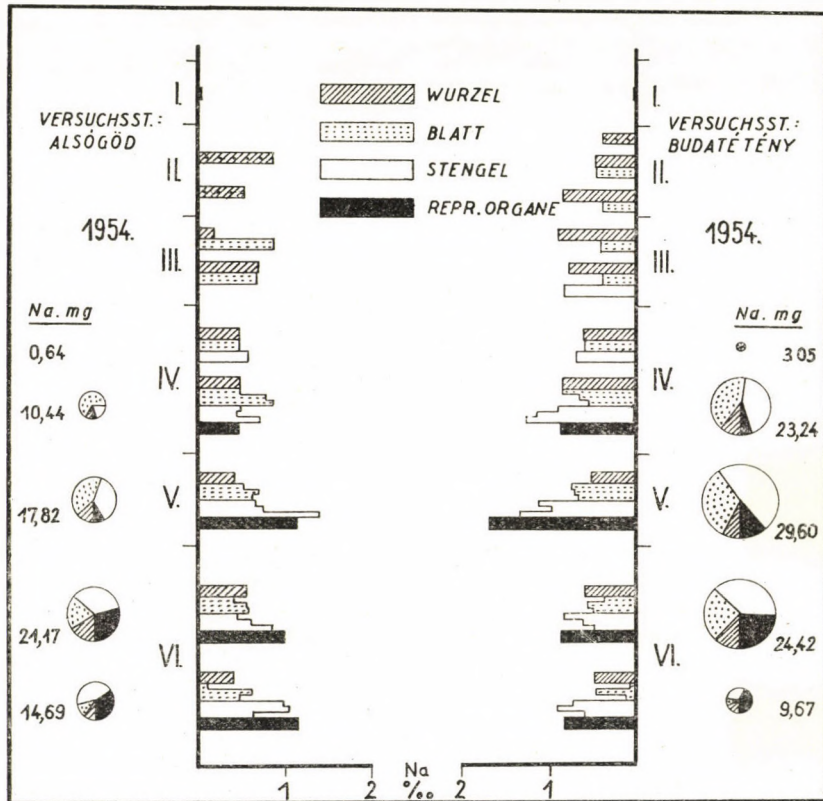



Abb. 8. Die organweise Veränderung im Gesamtgehalt der Nebenalkaloide — in beiden Versuchsstationen — während der Vegetationsperiode, bei den Pflanzen der SB-Sorte (Zweites Versuchsjahr)

lender Anstieg in allen drei Abschnitten des Sprosses (0,91, 1,17, 1,27‰, durchschnittlich 1,11‰). Im folgenden Stadium, d. h. zur Zeit der vollen Blüte (V), führt das weitere Ansteigen besonders im oberen Drittel — im Gegensatz zu den Blättern und der Wurzel — zu einem beträchtlichen Maximum (1,35, durchschnittlich 1,16‰). Im weiteren, abschliessenden Verlauf der reproduktiven Entwicklung (VI/1, VI/2) sinkt die relative Menge der Nebenalkaloide fast auf die Hälfte (durchschnittlich 0,65‰), um im vollreifen Zustand, mit durchschnittlich 0,75‰, ein geringeres Ansteigen zu zeigen.

Im Vergleich zu den vegetativen Pflanzenteilen schwankt der Nebenalkaloiden-Gehalt in den reproduktiven Organen (Blütenknospe, Blüte, halbreife und reife Frucht) nicht in solchem Masse, wie das im Falle des Morphingehaltes zu beobachten ist. Während der in der Knospe gefundene Wert geringer ist, als die in dem Stengel befindliche Menge, erhöht sich in der Blütezeit die Konzentration der Nebenalkaloide auf ein Maximum (1,70‰), wobei der Durchschnittswert des Stengels jedoch nur mit 0,54‰ übertroffen wird. Dann folgt ein

bedeutender Rückfall (0,88‰) und zur Zeit der Kapselreife (VI/1), sowie im reifen Zustand (VI/2) übertrifft die Menge der Nebenalkaloide nur in geringem Masse den Durchschnittswert in den drei Abschnitten des Stengels.

Die an dem Material von Alsógöd durchgeführten Untersuchungen führten im grossen und ganzen zu ähnlichen Resultaten, wie bei den in Budatétény gezüchteten Pflanzen. Obwohl sich bei der Untersuchung der Anfangsphasen der vegetativen Entwicklung (II, III, IV) im Nebenalkaloiden-Gehalt der einzelnen Pflanzen eine etwas anders geartete Schwankung zeigt, als im Versuchsmaterial von Budatétény, kann — vom Zustand der vollen Blüte an bis zur Fruchtreife — zumindest bei einem organweisen Vergleich, der Charakter der Konzentrations-Veränderung in den Pflanzen beider Versuchsstationen, mit Ausnahme der halbreifen (0,96‰) und der reifen Kapseln (1,11‰), als nahezu übereinstimmend bezeichnet werden. In den letzteren wurde nämlich eine verhältnismässig hohe Konzentration gefunden, die fast dieselben Werte zeigte, wie in den reproduktiven Organen der in voller Blüte (V) stehenden Pflanze (durchschnittlich 1,08‰).

Nach der übersichtlichen Beschreibung der relativen Quantitätsveränderungen der Nebenalkaloide, sei hier noch kurz auch auf die Resultate hingewiesen, die die in den Pflanzen verschiedenen Alters bzw. in deren einzelnen Organen vorkommenden **absoluten Mengen** betreffen. Die in Abb. 8 gezeigten Kreisdiagramme veranschaulichen die Gestaltung der quantitativen Verhältnisse von der Stengelausbildung (IV/1) bis zur Fruchtreife (VI/2). Aus einem Vergleich innerhalb der beiden Versuchsstationen und zwischen denselben, geht eindeutig hervor, dass die grösste Menge an Nebenalkaloiden, im Versuchsmaterial von Alsógöd, zur Zeit des Knospenzustandes (IV/2) in den Blättern, nachher bis zu Ende in dem Stengel, bei den in Budatétény gezüchteten Pflanzen hingegen im Stengel, im reifen Zustand jedoch in der Kapsel enthalten ist. In dieser Hinsicht zeigt sich also — im Vergleich zur Verteilung des absoluten Morphingehaltes — eine wesentliche Abweichung (Abb. 7). Übrigens konnte die maximale absolute Menge der Nebenalkaloide, auf die ganze Pflanze bezogen, im Versuchsmaterial von Budatétény zur Zeit der Vollblüte mit 29,60 mg, im Versuchsmaterial von Alsógöd hingegen im ersten Drittel der Kapselentwicklung mit 21,17 mg bestimmt werden. Diese Werte verringern sich in den reifen Pflanzen um 30—70%, was vermutlich mit dem im Laufe der Trocknung eintretenden Zerfall erklärt werden kann.

Bei einem **Vergleich** der im Laufe von **zwei Jahren** durchgeführten und oben beschriebenen verschiedenartigen Untersuchungen, muss vor allem der Umstand hervorgehoben werden, dass die Angaben, die sich auf die Verteilung der Mohnalkaloide während der Vegetationsperiode beziehen, nicht immer übereinstimmen, häufig sogar auch einander widersprechen. Es wäre deshalb noch verfrüht, irgendwelche gesetzmässige Folgerungen — sei es in bezug auf die einzelnen Organe, sei es in bezug auf den Rhytmus innerhalb der Vegetationsperiode — zu ziehen. Deshalb erscheint es uns nötig, die diesbezüglichen eingehenden Untersuchungen weiter fortzusetzen.

Zusammenfassung und Besprechung der Resultate

In Zusammenfassung der Resultate unserer zweijährigen, die quantitative Veränderung und die organweise Verteilung des Morphins und der Nebenalkaloide betreffenden Untersuchungen, kann folgendes festgestellt werden. In den Wurzeln ist die relative Menge des Morphins im allgemeinen im Rosettenstadium bzw. zur Zeit des daran anschliessenden Stengelwachstums am grössten, um dann allmählich abzunehmen. Zur gleichen Zeit lässt der Gehalt an Nebenalkaloiden ziemliche Schwankungen erkennen und obwohl er mit der fortschreitenden vegetativen Entwicklung (im Rosettenstadium) ein bedeutendes Ansteigen zeigt, tritt zur Zeit der Stengelausbildung eine Abnahme ein. Später, zu Beginn der reproduktiven Phase und im halbreifen Zustand, ist ein Maximum zu beobachten, das im reifen Zustand auf einen Minimalwert sinkt.

Der Morphingehalt der Blätter zeigt am Anfang einen niedrigen Wert und das Maximum verschiebt sich mehr in die reproduktive Phase, um, nach

Beendigung des Kapselwachstums, auf das Minimum zu sinken. Dem Morphin einigermassen ähnlich ist das Verhalten der Nebenalkaloide, da sie ihre maximale Konzentration zu Beginn des reproduktiven Stadiums (im Knospenzustand) erreichen. Im weiteren Verlauf ist eine mit der Wurzel nahezu übereinstimmende Abnahme zu beobachten.

Der Morphingehalt des Stengels erhöht sich gleichmässig bis zum Ende des Kapselwachstums und nähert sich im Reifezustand den niedrigen Werten der Laubblätter. Demgegenüber zeigt sich das Konzentrationsmaximum der Nebenalkaloide zur Zeit der vollen Blüte. In den späteren Stadien erfolgt eine Wertabnahme gewissen Grades, die jedoch nicht so beträchtlich ist, wie in den beiden vegetativen Organen, manchmal übertrifft sie sogar auch die in der Kapsel befindliche Menge.

Schliesslich erreicht der Morphingehalt der reproduktiven Organe bzw. der Kapseln, vom Knospenzustand an, — mit einem plötzlichen Ansteigen — nach Beendigung des Kapselwachstums, sein Maximum, dem dann in der reifen Pflanze meistens eine geringe Wertabnahme folgt. Aus unseren Untersuchungen des zweiten Versuchsjahres geht hervor, dass die Nebenalkaloide in denselben Organen zur Zeit der vollen Blüte in der grössten Menge nachweisbar sind.

Eine gewisse Gesetzmässigkeit in den von uns beschriebenen Resultaten kann zwar festgestellt werden, doch die sich in den einzelnen Organen zeigenden, den Versuchsstationen entsprechenden Wertverschiebungen fordern Überlegung und ermöglichen — in Ermangelung einer entsprechenden Bestätigung — noch keine Verallgemeinerung.

Übrigens gestatten die erzielten Resultate, wenn auch unter gewissem Vorbehalt, auf die Bildung und auf einige interessante Einzelheiten im endogenen Rhythmus der Mohnalkaloide zu folgern.

Im weiteren werden die Resultate mit den diesbezüglichen literarischen Angaben verglichen. Letztere wurden teils bestätigt, teils als widersprechend befunden. Unsere den Morphingehalt der reifen Samen betreffenden Feststellungen, wonach in diesen Morphin und Nebenalkaloide entweder überhaupt nicht oder nur in Spuren nachgewiesen werden konnten, stimmen teilweise mit den Resultaten von KERBOSCH [12] und VAN ITALIE [30] überein. Genannte Forscher fanden in den Samen gleichfalls Narkotin-Spuren bzw. Papaverin und minimales Morphin. Annehmbar erscheint uns jedoch die Feststellung von WEGNER [31], der den Nachweis des Alkaloiden-Gehaltes auf die Anwesenheit von Opiumspuren zurückführt. Auch KOPP und Mitarbeiter [13] konnten nur in den in Entwicklung begriffenen unreifen Samen Morphin quantitativ bestimmen. Hingegen stellten sie bei Beginn der Keimung in den primären Wurzeln das Morphin- und Nebenalkaloiden-Niveau ausdrücklich fest. Die Konzentration der letzteren übertrifft — im Sinne unserer Resultate — selbst den Wert des Hauptalkaloids (Morphin). KERBOSCH gelangte — obwohl er quantitative Anga-

ben veröffentlicht — im Zusammenhang mit den Nebenalkaloiden, genauer gesagt mit dem Narkotin, zu einer ähnlichen Feststellung. Auch MORITZ [16] hielt es für erwähnenswert, dass in einem praktisch alkaloidfreien Samen, bei Beginn der Keimung, die Alkaloide, vor allem das Narkotin, erscheinen. Im Gegensatz zu den bisher angeführten Verfassern stellt MÜLLER [21] fest, dass die Alkaloide dann erscheinen, wenn die Pflanzen zwei Wochen alt sind und eine Länge von 10—15 cm erreichten. Seine Resultate widersprechen sowohl den Angaben der Fachliteratur, als auch unseren eigenen Erfahrungen und wir können ihm in dieser Hinsicht nicht beipflichten. Nach dem Erscheinen der Keimblätter und der primären Laubblätter fanden wir in beiden Versuchsserien auch in den Blättern einen ansehnlichen Morphin- und Nebenalkaloidengehalt, während WEGNER bei Pflanzen ähnlichen Alters nur in der Wurzel Morphin feststellte.

Im weiteren behandeln wir etwas eingehender die neuen literarischen Angaben, die sich mit der Frage der Bildung des Morphins während der Vegetationsperiode, mit seiner etwaigen Wanderung und seiner organweisen Verteilung beschäftigen. Hier seien vor allem die Feststellungen von POETHKE und ARNOLD [22] erwähnt. Die von genannten Forschern erzielten Resultate stimmen mit unseren eigenen Feststellungen insoferne überein, dass der Morphingehalt der Wurzel zweifellos im jungen Alter (im Rosettenstadium) am grössten ist, um später, in der reifen Pflanze, nach einer greingeren Schwankung, auf ein Minimum zu sinken. Bezüglich der übrigen vegetativen Organe zeigt sich in unseren Resultaten bereits eine gewisse Abweichung. Nach den Angaben der genannten Autoren tritt das Maximum des relativen Morphingehaltes in den Blättern der Pflanze zur Zeit der Knospenentfaltung, im Stengel hingegen in dem der Blütezeit folgenden Stadium in Erscheinung. Im Zusammenhange damit kann das von ihnen erzielte Resultat, wonach im Stengel zu diesem Zeitpunkt mehr Morphin wäre als in der Kapsel, als auffallend bezeichnet werden. Unsere zweijährigen Untersuchungen, die den drei Versuchsstationen entsprechend, mit drei fast parallelen Serienangaben schlossen, gestatten die schon ziemlich überzeugende Folgerung, dass das Ansteigen im Morphingehalt der Blätter manchmal noch über den Knospenzustand hinaus anhalten und — die Blütezeit überdauernd — selbst noch in den halbreifen Zustand hinein reichen kann. Nachher tritt jedoch im reifen Zustand in allen Fällen eine auffallende Wertabnahme ein. Eine ähnliche Morphinanhäufung bzw. -abnahme wurde — und zwar noch viel ausdrücklicher — im Stengel der Pflanze, genauer gesagt in ihrem oberen Drittel, festgestellt. Diese war jedoch — in Abweichung von den Angaben der genannten Autoren — niemals so bedeutend, dass sie die relative Morphinmenge der sich entwickelnden Kapseln übertroffen hätte. Im übrigen sei im Zusammenhang mit obigen Ausführungen auf die wertvollen Beobachtungen von KÜSSNER, REITH, INDEMANS und BECKER [zit. 22, 31], doch besonders auf die alle Einzelheiten umfassenden, sehr gründlichen Untersuchungen

von WEGNER [31] hingewiesen. Letztgenannter Autor teilte — unter Berücksichtigung obiger Angaben — die Sprossenachse des Mohns, d. h. den Stengel mit den daran befindlichen Blättern in drei Abschnitte und untersuchte gesondert den sich im Laufe der Vegetationsperiode zeigenden relativen und absoluten Morphingehalt der unteren, mittleren und oberen Abschnitte. Die mitgeteilten Durchschnittswerte errechnete der Forscher auf Grund der analytischen Angaben solcher Untersuchungsproben, die zumindest 20 Pflanzenexemplaren der blausamigen Peragis-Sorte mit geschlossener Kapsel entnommen wurden. WEGNER wollte mit seinen Untersuchungen einesteils die Frage beantworten, ob in dem Mohn die Stelle der Alkaloid-Bildung, d. h. der Morphin-Bildung an ein einziges Organ (z. B. an die Wurzel) gebunden wäre, oder ob auch die übrigen Organe zu einer solchen Synthese fähig wären, anderenteils wollte er feststellen, ob dem Stengel in bezug auf die Alkaloide d. h. in bezug auf das Morphin eine fördernde, bewegende Funktion zufällt. In den erzielten Resultaten sieht auch der Forscher selbst noch keine Bestätigung, weder für eine Lokalisation der Morphin-Biogenese in der Wurzel, noch für eine in dem Stengel (genauer gesagt in den Milchgefässen) vor sich gehende Alkaloidenwanderung. Er ist deshalb auf Grund einer Hypothese eher zur Annahme bereit — die übrigens auch von KOPP und Mitarbeitern vertreten wird —, dass sich bei der von ihm untersuchten Sorte das Morphin hauptsächlich in der Wurzel bildet, dann in den Stengel empordringt und sich schliesslich (zur Zeit der Reife) in den Kapseln anhäuft. Er fügt jedoch hinzu, dass er seine Überlegungen in keiner Hinsicht als allgemein gültig betrachtet. Obwohl es dem Forscher nicht gelang, die Frage des Bildungsortes und der Wanderung des Morphins auf eine überzeugende Weise zu lösen, verdanken wir ihm viele wertvolle Einzelangaben, die uns der endgültigen Erkenntnis des Fragenkomplexes, besonders in bezug auf die organweise Verteilung des Morphingehaltes während der Vegetationsperiode, etwas näher bringen. Da auch wir im Laufe unserer Untersuchungen in bezug auf die drei Abschnitte (oberes, mittleres, unteres Drittel) des Sprosses eine Morphin- und Nebenalkaloiden-Bestimmung durchführten, bot sich uns Gelegenheit die eigenen Resultate approximativ mit denen von WEGNER zu vergleichen. Unsere Feststellungen konnten nur zum Teil übereingestimmt werden. Ein erwähnenswerter Unterschied besteht darin, dass in unserem Untersuchungsmaterial die Werte des Morphingehaltes in den einzelnen übereinander liegenden Abschnitten im Laufe der Entwicklung fast proportional auf die Weise ansteigen, dass in den unteren Abschnitten fast immer die verhältnismässig geringste, in den oberen hingegen die höchste Konzentration zu finden ist (Abb. 6). Ferner muss noch der Umstand hervorgehoben werden, dass zur gleichen Zeit, in den generativen Organen, also in der Knospe, in der entfalteten Blüte und in der wachsenden Kapsel, eine den drei Abschnitten des vegetativen Sprosses ähnlich beständige, doch viel bedeutendere Morphinanhäufung in Erscheinung tritt. Auf Grund dieser Ausführungen kann keines-

falls angenommen werden, dass der in den Kapseln nachweisbare, bedeutende Morphinüberschuss ausschliesslich auf eine Translokation zurückzuführen wäre.

Bezüglich des Morphingehaltes der reifen Kapseln sind die Auffassungen — wie bereits in der Einleitung ausgeführt — stark divergierend. Auf Grund der eigenen Resultate können die Feststellungen von FUCHS [5], BAGGESGAARD-RASMUSSEN [1], zum Teil auch die von POETHKE und ARNOLD [22] bestätigt werden, wonach der Morphingehalt im reifen Zustand — im Gegensatz zu den halbreifen Früchten — in geringem Masse abnimmt. Was den Morphingehalt in den einzelnen Abschnitten der Kapsel betrifft (Abb. 7), können die Resultate von BAGGESGAARD-RASMUSSEN und teilweise die von TOMKO und WAGENHOFER bestätigt werden. Die genannten Verfasser nehmen in der Kapselwand und im unteren Teil derselben den höchsten Wert an. Hingegen können wir den Feststellungen von GUILLAUME und FAURE, wonach — im Gegensatz zu den übrigen Kapselteilen — im Narbenkranz das meiste Morphin zu finden wäre, nicht beipflichten.

Schliesslich wollen wir noch kurz auf die Hypothesen eingehen, die mit der Lokalisation und der Wanderung der Morphinbildung im Zusammenhang stehen. In der literarischen Zusammenfassung wurde der Umstand hervorgehoben, dass man bestrebt war, in den Untersuchungen, die sich in den letzten Jahren mit der Verteilung des Morphins während der Vegetationsperiode beschäftigten, auch eine Erklärung für die Bildung der Alkaloide zu finden. Im grossen und ganzen wurde durch das früheste Erscheinen des Morphins im Wurzelsystem — zur Zeit des Rosettenstadiums der Pflanze — die Meinung motiviert, wonach man in der Wurzel das erste synthetisierende Organ sah. Im Laufe der weiteren Untersuchungen konnte mit fortschreitender Vegetationsperiode festgestellt werden, dass sowohl die Verlegung des maximalen Morphingehaltes in die oberen Regionen der Pflanze, wie auch später, daran anschliessend, die in den Kapseln beobachtete beträchtliche Morphinanhäufung mit einer solchen Annahme im Zusammenhang stehen, wonach — ähnlich wie bei vielen anderen, Alkaloide enthaltenden Pflanzen — die primäre Stelle der Synthese die Wurzel sein muss, von wo die übliche Zirkulation der Säfte die entstandenen Alkaloide in die oberen Teile führt, eine Aufgabe, die im Falle des Mohns vermutlich dem Milchsaft zufällt.

Natürlich kann diese Hypothese nur als ein Beispiel angeführt werden, nur als eine teilweise Erklärung für die Bildunge- und Verteilungsmöglichkeiten, wie dies übrigens auch von WEGNER hervorgehoben wird. Im erweiterten Sinne kann aber auch auf die die Solanaceae-Pflanzen betreffenden und teilweise auch auf Pfropfungs-Versuche basierenden Resultate hingewiesen werden (MOTHES [17, 18], MOTHES—ROMEIKE [19, 20], DAWSON [4], ILJIN [8], SCHMIDT [24]). Auf Grund dieser Versuche kann heute bereits als erwiesen betrachtet werden, dass bei den erwähnten Pflanzen, ausser der Wurzel, auch andere

Bildungsstellen möglich sind. So können sich z. B. in den Blättern, in den Spross-Vegetationskegeln oder in geringem Masse auch in den Samen und Früchten Alkaloide bilden. Es konnte ferner festgestellt werden [20], dass sich die in den Wurzeln entstandenen Alkaloide (als primäre Stoffe) in einem bestimmten Segment der Blätter in das für die Pflanze spezifische Alkaloid umwandeln und von da auch in die übrigen Organe abwandern können.

Unsere Untersuchungsresultate, die sich in erster Reihe auf die Feststellung der in den Organen vor sich gehenden Morphin- und Nebenalkaloidenverteilung beziehen, lassen gleichzeitig auch erkennen, dass im Laufe der Vegetationsperiode auch eine den Tageszeiten entsprechende, organweise Alkaloidwanderung möglich ist. Besonders im Morphin- und Nebenalkaloiden-Gehalt der Wurzel und der reifenden Kapseln zeigt sich ein gewisser Zusammenhang (Abb. 4 und 5). Ferner wird durch unsere Angaben auch die Annahme bestätigt, wonach vom Standpunkt der Alkaloidsynthese — neben der Wurzel — auch andere Organe in Frage kommen können. In diesem Zusammenhang muss noch hervorgehoben werden, dass die beträchtliche Bildung und Anhäufung des Morphins und der Nebenalkaloide fast in allen Organen beim Erscheinen der Blüten, später parallel mit der Entwicklung der Früchte und der Samen zu beobachten ist (Abb. 6, 7, 8), also zu einem Zeitpunkt, zu dem ein erhöhter Nitrogen-Stoffwechsel bzw. im erweiterten Sinne auch eine Eiweiss-Synthese angenommen werden kann. Bezüglich der Möglichkeit eines etwaigen Zusammenhanges zwischen der Eiweiss-Synthese und der Alkaloidbildung berufen wir uns u. a. auf die Angaben von PICTET und ROBINSON [zit. 11]. WEGNER berichtet in einer seiner letzten Arbeiten über die Untersuchung der ihrer vegetativen Organe beraubten Pflanzen [32]. Aus den von ihm veröffentlichten serienweisen Angaben geht hervor, dass in den dekapitierten Pflanzen — im Gegensatz zu den Kontrollpflanzen — viel weniger Morphin zu finden war und der Unterschied mit dem absoluten Morphingehalt der Kapsel nahezu übereinstimmte. — Unseres Erachtens kann auf dieser Grundlage bis zu einem gewissen Grad auch an eine unmittelbar in den Kapseln vor sich gehende Synthese gedacht werden. Diese Möglichkeit wird übrigens auch vom Verfasser selbst nicht ausgeschlossen.

In Ergänzung der obigen Ausführungen wollen wir noch hervorheben, dass — obwohl das Mass in der quantitativen Produktionsfähigkeit des Morphins und der Nebenalkaloide genetisch festgelegt und vererbbar ist — kleinere-grössere Schwankungen während der Vegetationsperiode dennoch vorkommen können. Diese Verschiebungen können sich, der untersuchten Pflanzensorte, der angewandten Methode und nicht zuletzt den klimatischen und Boden-Verhältnissen entsprechend, ändern. Ein Vergleich der von den verschiedenen Autoren erzielten Resultate kann deshalb nur mit grösster Umsicht vorgenommen werden.

Zusammenfassung

Von den Verfassern wurden auf Grund eines zwei Jahre umfassenden Arbeitsplanes Serienuntersuchungen an den in verschiedenen Stadien der Entwicklung gesammelten, in insgesamt vier Versuchsstationen gezüchteten Pflanzenexemplaren der SB-Mohnsorte durchgeführt. Die Verfasser wollten — unter Berücksichtigung der diesbezüglichen Angaben der Fachliteratur — die Veränderung feststellen, die sich im relativen bzw. absoluten Morphin- und Nebenalkaloiden-Gehalt in den einzelnen Organen, sowie in den untersuchten Organteilen im Laufe der Vegetationsperiode zeigt. Während das erste Versuchsjahr mehr informativen Voruntersuchungen gewidmet war, wurde im zweiten Versuchsjahr bereits eine bedeutend eingehendere Bearbeitung durchgeführt (Abb. 1).

Auf Grund der erzielten Resultate kann folgendes festgestellt werden:

1. Der relative Morphingehalt (Abb. 2 und 6) zeigt im Laufe der Vegetationsperiode — dem Organ und dem untersuchten Organteil entsprechend — eine charakteristische Veränderung. Zu Beginn der Keimung (beim Durchbruch der Samenschale) konnte in der ganz jungen, primären Wurzel, einige Tage später in der Wurzel und in dem keimblättrigen Hypocotyl der 4—5 cm langen Keimpflanze, nachher auch in den erscheinenden primären Blättern, gleicherweise das Morphin nachgewiesen werden. Im Laufe der Entwicklung nimmt der in der Frühzeit höhere Wert in der Wurzel — mit geringen Schwankungen — allmählich ab, um in der reifen Pflanze auf das Minimum zu sinken. In den Blättern, in dem Stengel, sowie auch in den gesondert untersuchten unteren, mittleren und oberen Abschnitten der Pflanze ist die Lage umgekehrt, denn die anfänglich niedrigen Werte steigen fast ununterbrochen an: bis zur Entfaltung der Hauptblüte, später bis zum vollreifen Zustand. Nachher ist im reifen Zustand, in beiden Organen, abermals ein grosser Rückfall zu beobachten. Gleichzeitig geht eine ähnlich geartete, aber höhere Werte aufweisende Konzentrationsveränderung auch in den generativen Organen — vom Knospenstadium bis zur Kapselreife — vor sich. Ein Unterschied zeigt sich nur darin, dass hier der Morphingehalt der reifen Kapsel — im Vergleich zu dem halbreifen Zustand — in einem unverhältnismässig geringerem Masse abnimmt, als der Gehalt der vegetativen Organe.

Im Zusammenhang mit der Veränderung im absoluten Morphingehalt wurde festgestellt, dass in den vegetativen Organen — vom Stengelwachstum angefangen — ein zum Teil mit der Vermehrung der Trockensubstanz zusammenhängendes intensives Ansteigen in Erscheinung tritt. Die Wurzeln und Blätter zeigen den höchsten Wert zur Zeit der Blüte, der Stengel hingegen im halbreifen Zustand der Pflanze. In den reproduktiven Organen ist — nach einer geringen Erhöhung — zur Zeit der beendigten Kapselreife (im halbreifen Zustand) ein Maximum zu beobachten, zu welchem Zeitpunkt — im Vergleich

zur Blütenphase — ungefähr die fünffache Menge nachgewiesen werden kann, womit die Werte der vegetativen Organe weit übertroffen werden. Diese Wertzunahme kann also weder mit einer Vermehrung der Trockensubstanz, noch mit einer Translokation in Verbindung gebracht werden. Schliesslich kann im reifen Zustand — infolge des mit der Trocknung verbundenen Zerfalls — in den vegetativen Organen eine Abnahme von 65—85%, in den reproduktiven Organen hingegen eine solche von 30—40% beobachtet werden.

2. In Ergänzung der während der Vegetationsperiode durchgeführten Verteilungsuntersuchungen wurden auch die Früchte verschiedenen Alters, später auch die reifen Früchte eingehender analysiert (Abb. 7). Auch im Verlaufe dieser Analysierung konnte die frühere Feststellung bestätigt werden, wonach sich in den Kapseln — nach den anfänglich niedrigen Morphinwerten — im halbreifen Zustand eine maximale Anhäufung zeigt, welcher im reifen Zustand eine geringe Wertabnahme folgt.

Aus den Werten des in den Kapselabschnitten festgestellten Morphingehaltes geht hervor, dass ein Grossteil des Morphingehaltes der reifen Kapseln im unteren und mittleren Abschnitt der Kapselwand konzentriert ist, während der Fruchtstengel und vor allem der Narbenkranz eine verschwindend kleine Menge enthalten.

3. Mit Hilfe der in ‰ ausgedrückten Werte der im Laufe der Vegetationsperiode durchgeführten Messungen der Gesamtalkaloide wurde festgestellt (Abb. 3, 8), dass messbare Mengen im Stadium der Keimentfaltung vorhanden (II) sind und ihr relativer Wert grösser ist, als zur gleichen Zeit der des Morphins. In den weiteren Stadien der Entwicklung (III, IV, V, VI) ist der Gehalt an Nebenalkaloiden im allgemeinen in allen Organen niedriger, als dies bei dem Morphin beobachtet werden kann. Der Gehalt an Nebenalkaloiden ist in den Wurzeln ziemlich schwankend. Ein bedeutenderes Ansteigen ist zur Zeit des Stengelwachstums, am Anfang der reproduktiven Phase, später, im halbreifen Zustand zu beobachten, während die Werte im reifen Zustand auf ein Minimum sinken. Die Blätter erreichen das Maximum — nach lansgamem Ansteigen — zu Beginn der reproduktiven Phase, also im Knospenzustand, während im reifen Zustand eine mit den Wurzeln nahezu übereinstimmende Abnahme festgestellt werden kann. In dem Stengel ist der relative Gehalt der Gesamtalkaloide zur Blütezeit am grössten. Die anschliessend folgende Wertabnahme ist jedoch nicht so bedeutend, wie zur gleichen Zeit die des Morphins. Schliesslich wurde in den reproduktiven Organen im allgemeinen zur Zeit der Vollblüte der höchste Wert der Nebenalkaloide gefunden.

Die maximale Menge des während der Vegetationsperiode auftretenden absoluten Gehaltes an Nebenalkaloiden zeigt sich — mit Ausnahme der Blätter — im halbreifen Zustand, dann tritt bis zur Reife in den Wurzeln und Blättern eine beträchtliche, 40—90%ige, im Stengel und in den Kapseln hingegen eine geringe Abnahme ein. Das auf die ganze Pflanze bezogene Maximum wurde

— im Gegensatz zu den Beobachtungen bei dem Morphin — nicht in den Kapseln, sondern hauptsächlich in dem Stengel und in den Blättern gefunden.

4. Aus den Resultaten der zur Zeit der Samen- und Kapselentwicklung und zwar dreimal, den Tageszeiten entsprechend durchgeführten Untersuchungen ging klar hervor, dass — ähnlich den bei der Datura den Tageszeiten nach beobachteten Schwankungen — auch im Mohn in bezug auf die Bewegung der Wirkstoffe eine gewisse Gesetzmässigkeit angenommen werden kann. Besonders erwähnt zu werden verdient der Umstand, dass sowohl im Morphin-, als auch im Nebenalkaloidengehalt zwischen der Wurzel und der Kapsel eine Wertverschiebung entgegengesetzter Richtung in Erscheinung trat. Übrigens sind mit fortschreitender Reifung vom Standpunkt der Alkaloidproduktion meistens die Vormittagsstunden von Wichtigkeit, während im Laufe des Nachmittags gewöhnlich eine Abnahme beobachtet werden kann (Abb. 4, 5).

5. Die Verfasser vergleichen schliesslich die erzielten Resultate mit den früheren Angaben der Fachliteratur und stellen fest, dass sie nicht in der Lage sind, die in der Literatur veröffentlichten Angaben in jeder Hinsicht zu bestätigen. — Die Verfasser beabsichtigen deshalb in dem hier behandelten Themenkreis noch weitere Untersuchungen durchzuführen.

LITERATUR

1. Baggesgaard-Rasmussen, H.—Kjeld Ilver : (1945) Orienterende Undersogelser over Morfinindholdet i Papaver somniferum under Platens Vaekst. Dansk. Tids. Farm. **19**. S. 71—107.
2. Berger, F. : (1952) Handbuch der Drogenkunde. Bd. **3**. Fructus-Ligna. S. 322—337. Wien—Düsseldorf.
3. Cloutriau : (1889) Recherches microchimiques sur la localisation des alcaloides dans le Papaver somniferum. Ref. Bot. Cbl. Bd. **40**. S. 142—143.
4. Dawson, R. F. : (1942, 1945) Amer. J. Bot. 29. 66. — Ebenda **32**, 416. cit. Mothes, K. (18)
5. Fuchs : (1932) Untersuchungen an Fructus Papaveris in verschiedenen Reifestadien. — Pharmazeut. Monatssch. **13**. S. 223—225.
6. Guillaume, A.—Faure, J. : (1946). A morfintartalom változásai a mák (Pavot—Oeillette) tokjaiban érés után és tárolás alatt (Die Veränderungen im Morphingehalt in den Kapseln des Mohns nach der Reife und während der Lagerung) (Übersetzung). Annales Pharmaceutiques Françaises. Bd. **4**.
7. Hemberg, T.—Flück, H. : (1953) Die Tagesperiodizität des Alkaloidgehaltes und des Gehaltes an übrigen stickstoffhaltigen Stoffen bei Datura Stramonium L. Pharm. Acta Helv. **2**—**3**. S. 74—85.
8. Iljin, G. : (1955) Биосинтез норникотина-С и анабазина-С. ДАН СССР. **105**/**4**, S. 777—778.
9. Kabay, J. : (1930) A morfin magyar módszerű gyártása (Die Herstellung des Morphins nach einem ungarischen Verfahren). M. Gyógyszerésztud. Társ. Ért. VII/6. S. 3.
10. Ilona von Kabay : (1936) A morphin-meghatározás mákszalmában Kabay János módszerével (Die Morphin-Bestimmung im Mohnstroh mit der Methode von J. Kabay). M. Gyógyszerésztud. Társ. Ért. XII/6. S. 388—404.
11. Karrer, P. : (1950) Lehrbuch der organischen Chemie. Leipzig. S. 979.
12. Kerbosch : (1910) Archiv Pharm. **248**. S. 536—567. zit. (22), (23).
13. Kopp, E.—Kovács, A.—Kotilla, E. : (1953) A mák (Papaver somniferum L.) alkaloidáinak keletkezése a növény fejlődése folyamán. (Die Entstehung der Alkaloide des Mohns [Papaver somniferum L.] im Laufe der Entwicklung der Pflanze.) Farmacia (Romania) (Übersetzung).

14. KÜSSNER, W. : (1940) Über den Alkaloidgehalt der Mohnkapseln. Mark's Jahresbericht **54**. S. 29—40.
15. MIKA, E. S. : (1955) Studies on the growth and development and morphine content of opium poppy. Botanical Gazette, **116**/**4**. S. 323—339.
16. MORITZ, O. : (1955) Einführung in die allgemeine Pharmakognosie. Jena. S. 329.
17. MOTHES, K. : (1952) Chemische Physiologie der Pflanzenalkaloide. Angewandte Chemie. S. 254—258.
18. MOTHES, K. : (1955) Physiology of alkaloids. Annual Review of Plant physiology. **6**.
19. MOTHES, K.—ROMEIKE, A. : (1951) Über die Anhäufung von Alkaloiden in Organen der Speicherung und Reproduktion. Biologisches Zbl. **70**/**3**—**4**. S. 97—113.
20. MOTHES, K.—ROMEIKE, A. : (1955) Zur Frage der Alkaloidumwandlung im Spross. Die Naturwissenschaften, **42**/23. S. 631—632.
21. MÜLLER, O. : (1913) Die Bedeutung der Alkaloide Papaver somniferum L. für das Leben der Pflanzen. Diss. Ref. Bot. Jb. f. Sist. Pflanzengeschichte und Pflanzengeographie. Bd. **51**. S. 61.
22. POETHKE, W.—ARNOLD, E. : (1951) Untersuchungen über den Morphingehalt der Mohnpflanze. Die Pharmazie **6**/**8**. S. 406—420.
23. SÁRKÁNY, S. : (1949) A máknemesítés kérdése gyógyszerészeti nézőpontból és néhány előkísérleti eredmény (Die Frage der Mohnzüchtung vom pharmazeutischen Standpunkt und einige Resultate der Voruntersuchungen). Gyógyszerész. 18.
24. SCHMIDT, H. : (1948) Über die Nikotinbildung in der Tabakpflanze. Ber. d. Schw. Bot. Ges. **58**.
25. SCHULEK, E.—SZEGHŐ, F. : (1932) Neues Verfahren zur Bestimmung geringer Mengen Morphins und einfachen arzneilichen Zubereitungen (Beiträge zur Bestimmung des Morphins in Opiumpräparaten). Pharmazeutische Zentralhalle. **73**/1. S. 3—12.
26. SZEGHŐ, F. : (1935) Az ópiumkészítmények morfintartalmának meghatározásáról (Über die Bestimmung des Morphingehaltes in Opiumpräparaten). M. Gyógytud. Társ. Ért. Bd. **11**/2. S. 222—230.
27. THOMS, H. : (1907, 1909, 1923) Ber. deutsch. Pharmaz. Bd. **17**. S. 3—59. Bd. **33**. S. 25—30, Arb. a. d. Pharmaz. Inst. U. B. Bd. **6**. zit. (23).
28. TILLOY, M. : (1927) J. de Pharmacie. Bd. **13**. S. 31—32. zit. (23).
29. TOMKO, J.—WAGENHOFER, E. : (1951) Snahy o zvýšenie obsahu alkaloidov v makoviciach. Chem. zvesti. 5. S. 393—401.
30. VAN ITALIE, L. M. : (1946) Recherches sur les Pavots. Annales Pharmaceutiques Françaises. **6**/3—4.
31. WEGNER, E. : (1951) Die Morphinverteilung in der Mohnpflanze und ihre Veränderungen im Laufe der Vegetationsperiode als Beitrag zur Physiologie dieses Alkaloides. Die Pharmazie, **6**/8. S. 420—426.
32. WEGNER, E. : (1953) Vergleichende Untersuchungen über die Verteilung des Morphins in den Vegetationsorganen »geköpfter« und normaler Mohnpflanzen. Die Pharmazie. **8**. S. 839—845.
33. WUEST, H. M.—FREY, A. J. : (1936) Opiate aus Mohnstroh. Festschr. e. C. Barecc (Basel) S. 556—570.

SYSTEMATISCHE ÜBERSICHT DER PANNONISCHEN PFLANZENGESELLSCHAFTEN. I.

Von

R. Soó

ORD. MITGLIED DER UNGARISCHEN AKADEMIE DER WISSENSCHAFTEN
SYSTEM.-GEOBOTAN. INSTITUT DER L. EÖTVÖS UNIVERSITÄT, BUDAPEST

(Eingegangen am 26. II. 1957)

Es entstand in Ungarn in den letzten 30 Jahren — im Jahre 1927 erschien die erste pflanzenzönologische Monographie von Kolozsvár (Klausenburg = Cluj) aus dem Gebiet des historischen Ungarn [Soó 27] — eine rege Tätigkeit im Gebiete der Geobotanik bzw. der Vegetationskunde. Es wuchs auch eine junge, tüchtige Generation meiner Mitarbeiter und Schüler auf, deren Forschungsergebnisse in immer grösserer Zahl erscheinen. Auf ihren Wunsch habe ich versucht, als nötige Grundlage für die weiteren Arbeiten eine kritisch-systematische Übersicht aller bisher aus dem Gebiete der pannonischen Vegetation bekannt gewordenen Phytozönosen zusammenzustellen. Wohl habe ich schon begonnen, eine ausführliche Bearbeitung der Pflanzengesellschaften der Karpatenbecken mit Listen und Tabellen zu veröffentlichen, wovon schon drei Teile (Salzvegetation : Soó 47b, Moorvegetation : Soó 54b und Sandvegetation : Soó 57) erschienen, doch braucht diese zuviel Zeit und wird nur in ferner Zukunft abgeschlossen, natürlich veralten inzwischen die früheren Teile, infolge der rasch fortschreitenden neueren Arbeiten. Eben deshalb möchte ich in einer sehr knapp gefassten, möglichst kurzen Darstellung eine vollständige Übersicht geben, die wir binnen eines Jahres in 3 Fortsetzungen veröffentlichen können.

Ähnliche systematisch-pflanzensoziologische Übersichten erschienen in den letzten Jahren mehrere, was beweist, dass man diese überall dringend braucht. Solche sind (seit 1945) :

Westhoff, Dijk, Passchier über Niederland (1946)
Soó über Kolozsvár (Soó 47a)
Klika über die Tschechoslowakei (Klika 48, 55)
Braun-Blanquet über die Schweiz (Br.-Bl. 48—50)
Lebrun, Noirfalise, Heinmann, Vanden Berghen über Belgien (1949)
Oberdorfer über Süddeutschland (Oberdorfer 49, 50, 56)
Soó über Ungarn (Soó 50a, 51b)
Braun-Blanquet über Südfrankreich (Br.-Bl. 52)
Braun-Blanquet und Tüxen über Irland (1952)
Pignatti über Nordost-Italien (Pignatti 54)
Tüxen über Nordwest-Deutschland (Tüxen 55)

Einige davon sind nur einfache Aufzählungen der phytozönologischen höheren Einheiten (bis zur Assoziation), andere geben charakteristische Artkombinationen, Listen und auch Tabellen (wie mein Conspectus Soó 47b, 54b, 57). Zuerst versuchte ich schon 1940—41, eine kurzgefasste Darstellung der pannonischen Vegetationstypen mit Charakteristik der höheren und mit Aufzählung der wichtigsten Einheiten; das bearbeitete Material war damals noch ungenügend.

In dieser neuen Bearbeitung folge ich dem Mittelweg, insofern ich folgende Angaben jeder einzelnen Pflanzengesellschaft zusammengestellt habe : Name, wichtigere Synonymen der Weltliteratur, alle Synonymen des behandelten Gebiets, Untereinheiten, geographische Verbreitung im Gebiete. Von den Untereinheiten wurden die Subassoziationen (inkl. Konsoziationen) — mit der Endung -etosum und Buchstaben — dagegen die Fazies (inkl. die als Varianten, Soziationen, Synusien, Waldtypen usw. beschriebenen Einheiten) mit der Endung -osum — ohne Buchstaben — kenntlich gemacht. Grosse Buchstaben in der Aufzählung bedeuten solche Einheiten (meist geographische Varianten), die auch als lokale Ass. aufgefasst werden können. Das Schrifttum wurde nur mit dem Namen des Verfassers und mit Jahreszahl zitiert. Am Anfang teile ich auch die Literatur mit, auch in möglichst kürzester Form, nämlich ohne Titeln, nur mit Angabe der Stelle der Veröffentlichung. In den Jahreszahlen wurde die 19 weggelassen (20 also 1920). Die Namen der Klassen wurden mit grossen fetten Buchstaben, die der Ordnungen mit Versalien, der Verbände fett gesperrt und der Assoziationen fett gedruckt.

Die Umgrenzung der Assoziationen ist wohl nicht ganz gleichwertig, manchmal zog ich grosse Einheiten (z. B. *Scirpeto-Phragmitetum* mit all seinen Konsoziationen und verwandten Phytozönosen), manchmal kleinere (z. B. Assoziationen des *Magnocaricion*) vor, besonders dort, wo der Übersichtlichkeit wegen das vorteilhafter war. Die Assoziationen der Sumpfwiesen z. B. stehen einander auch sehr nahe, da aber bisher schon eine Unzahl von Sumpfwiesentypen bekanntgeworden sind, bietet ein engerer Assoziationsbegriff bessere Übersichtlichkeit.

Die Reihenfolge der Klassen, Ordnungen und Verbände ist, wie in meinen früheren Publikationen, von der der Schule Braun-Blanquet abweichend, es scheint mir, unsere — mehr der klassischen Auffassung des Systems der Vegetationstypen von Rübel und Brockmann-Jerosch folgend — die natürlichere zu sein. Doch ist jedes eindimensionale System ungenügend, wir werden deshalb versuchen, zum Schluss eine zweidimensionale graphische Darstellung aller behandelten höheren Einheiten nach ihren ökologischen und dynamischen Zusammenhängen zu geben.

Das behandelte Gebiet umfasst die pannonische Florenprovinz (nach Soó 1933), d. h. das Ungarische Mittelgebirge, das Alföld (auch das Wiener Becken, die slowakische Kleinebene und die jugoslawischen Südteile), Transdanubien und Alpenvorland bzw. die Karpatenbecken Siebenbürgens, sowie

auch deren Randgebirge, da sie dieselben oder verwandten Pflanzengesellschaften beherbergen. Pflanzengesellschaften der höheren Regionen wurden nicht berücksichtigt. Unsere Angaben können sich also beziehen: auf die Vegetation Ungarns, der Ebene und Hügelregion von Österreich (Steiermark, Burgenland, Niederösterreich), der ČSR (Mähren, die Slowakei), der UdSSR (Tiefebene Karpato-Russlands), Rumäniens (östliche Randgebiete, Hügel- und Bergregion Siebenbürgens), Jugoslawiens (Banat, Batschka, slawonische Tiefebene). Manche Kollegen haben mir mit der Überlassung ihres noch unpublizierten Aufnahmenmaterials geholfen — diese werden als inedit. zitiert —, es sei hier allen der aufrichtige Dank ausgesprochen.

SCHRIFTTUM

Abkürzungen der Periodica sind die üblichen, ferner:
Acta Bot. Hung.: Acta Botanica Academiae Scient. Hungariae
AGH: Acta Geobotanica Hungarica
Bot. Közl.: Botanikai Közlemények
Erd. Kis.: Erdészeti Kísérletek (Forstliche Versuche)
Erd. Kut.: Erdészeti Kutatások
Földr. Ért.: Földrajzi Értesítő
MBIM: Magyar Biológiai Kutatóintézet Munkái Tihany (Arbeiten des Ungarischen Biologischen Forschungsinstituts)
MTÉrt.: Matematikai és Természettudományi Értesítő
Scripta: Scripta Botanica Musei Transsilvanici

L bedeutet nach Jahreszahl eine Liste in der zitierten Publikation.
T eine Tabelle daselbst.
Die hochmontan-alpine Literatur wurde nicht aufgenommen.

ASZÓD, L. 36. AGH. **1.** 75—107.
BABOS, I. 55a. Erd. Kut. 2. 3—53. — 55b. Erd. Kut. 4. 31—86.
BALÁZS, F. 41. AGH. **4.** 119—182. — 43a. AGH. **5.** 353—398. — 43b. A Nagymajtényi Sik. Debreceni Sz. 16—20. — 43c. Növényterm. Kutatósz. **4.** p. **19.** — 44a. Mezőgazdasági Szemle **2.** 81—98. — 44b. Bot. Közl. **41.** 18—33. — 51a. Mosonmagyaróvári Mezőg. Kísérleti Int. Évk. 63—83. — 51b. ibidem 29—37.
BÁNKY, GY.—SZŐNYI, L. 55. Erd. Kut. 2. 75—100.
BELDIE, A., PAŞCOVSCHI, S. etc. 54. Stud. Cerc. Inst. Cerc. Silv. Bucureşti **15.** 11—110.
BIRCK, O.—HORVÁTH, E. 55. Erd. Kut. 2. 101—120.
BODROGKÖZY, GY. 55. Acta Biologica Szeged. **1.** 3—16.—56. ibidem **2.** 3—12.
BOHUS, G. 52. Annales Mus. Nat. Hung. **2.** 281—285. — 54. ibidem **5.** 121—130.
BOJKO, H. 32a. Burgenl. Heimblätter **1.** 43—54. — 32b. Beih. Bot. Cbl. **50.** Abt. II. 207—225. — 34. Beih. Bot. Cbl. **51.** Abt. II. 601—747.
BORHIDI, A. 56a. Bot. Közl. **46.** 278—285. — 56b. Acta Bot. Hung. **2.** 241—274.
BOROS, Á. 52. Földr. Ért. **1.** 39—53. — 53a. Földr. Ért. **2.** 234—253. — 53b. Földr. Ért. **2.** 370—385. — 53c. Földr. Ért. **2.** 470—484. — 54. Aichinger-Festschr. 346—353.
BRAUN-BLANQUET, J. 52. Les Groupements Végétaux de la France Méditerranéenne. Montpellier p. 298.
BRAUN-BLANQUET, J. 48—50. Vegetatio **1**—**2.** pl. locis.
BRAUN-BLANQUET, J.—TÜXEN, A. 43. Übersicht der höheren Vegetationseinheiten Mitteleuropas. Montpellier.
BRAUN-BLANQUET, J.—TÜXEN, A. 52. Veröff. Geob. Inst. Rübel. **25.** 224—415.
BUIA, A. 39. Bul. Acad. Agron. 348—360. — 44. ap. Prodan Flora României II.
CSAPODY, I. 55. Erdőmérnöki Főiskola Közl. **2.** 157—172.
CSÜRÖS, I. 47a. Bul. Grad. Bot. Cluj **27.** 80—85. — 47b. Acta Bólyaiana **1.** 138—147. — 53. Studii Cerc. Ştiint. Cluj **4.** 208—230.
DOMIN, K. 31. Sbornik Prir. odb. Slovensku 20—28. — 31b. Piešt'anska Květena. Praha p. 270. — 31c. Sbornik vyzkum. Ústavu zeměděl. **70.** 1—88. — 32a. Veröff. Geobot. Inst.

Rübel 8. 63—167. — 32b. Rozpr. Česk. Akad. Tř. II. 42. 10. 1—10. — 36a—c. Carpatica 1. B. 185—214. — 38a. Věda Přirodi. 19. 97—104. In Věda Přirodi : 12. p. 57—118 ; 14. p. 151 ; 18. p. 56, 90, 106, 113, 164.
Dostál, J. 33. Věstnik Čes. Spol. Nauk. Tř. II. Sep. 1—44.
Du Rietz, G. E. 23. Österr. Bot. Zeitschr. 1—43. Sep.
Eggler, J. 33. Rep. spec. nov. Beih. 73. p. 216. — 41. Beih. Bot. Cbl. Abt. II. 61. 261—316. — 53. Mitt. Naturw. Ver. Steiermark 83. 3—20. — 54. Mitt. l. c. 84. 25—37. — 55. Mitt. l. c. 85. 27—72.
Fehér, D.—Kiss, I.—Kiszely, Z. 32. Erd. Kis. 34. 1—63. Botan. Archiv. 36. 53—98.
Fekete, G. 56. Ann. Mus. Nat. Hung. 7. 343—362.
Felföldy, L. 42. AGH. 5. 87—140. — 43. MBIM. 15. 72—84. — 47a. Erd. Kis. 47. 59—86. — 47b. MBIM. 17. 104—130. — 48. MBIM. 18. 383—389. — 50. MBIM. 19. 135—146.
Felföldy, L.—Horváth, J.—Szolnoki, J. 51b. MBIM. 20. 225—243.
Felföldy, L.—Sebestyén, O. 51a. MBIM. 20. 127—160.
Felszeghy, E. 36. Debreceni Sz. 129—133.
Ferenczy, L 57 Bot. Közl. 123—134.
Franz, H.—Höfler, K.—Scherf, E. 37 Verh. Zool.-Bot. Ges. 86—87. 297—364.
Futák, I. 43. Kremnické Hory. Sv. Martin. p. 112+tab. — 47. Xerotermá vegetácia skupiny Kňažného Stol. Trnava, p. 258.
Hargitai, Z. 37. Nagykőrös növényvilága. I. A flóra. Diss. p. 55. — 39. AGH. 2. 143—149. — 40a. Bot. K. 37. 205—240. — 40b. AGH. 3. 18—29. — 42a. AGH. 4. 267—282. — 42b. AGH. 4. 197—242. — 42c. Scripta 1. 58—64, 86—93, 122—131. — 43a. Múzeumi Füzetek 1. 21—35. — 43b. AGH. 5. 2. 290—314. — 43c. Debreceni Sz. 64—67. — 43d. Scripta 2. 64—72. — 44. Scripta 3. 122—132.
Héder, I. 54. Erd. Kut. 2. 87—101.
Héder, I.—Stefanik, L. 55. Erd. Kut. 2. 165—189.
Horánszky, A. 57. Annales Univ. Budapest Biologica 1. 89—131.
Horvát, A. O. 46. Pécsi Mecsek természetes növényszövetkezetei. p. 52—49. Hung. Acta Biol. 1. 247—259. — 51. Földr. Ért. 2. 121—134. — 53. Az Erdő 66—70. — 54. Földr. Közl. 78. 153—162. — 56. Janus Pannonius Múzeum Évk. Sep. 18.
Horvat, I. 31. Acta Bot. Zagreb 6. 76—90. — 38. Ann. pro experim. foresticis 6. 127—279. — 39. Hrvatskog. Geograf. Glavnik 69—79. — 42a. Biljni Svijet Hrvatske. Zagreb p. 102. — 42b. Die Pflanzenwelt Kroatiens. Zagreb p. 22. — 50a. Šumske zajednice Jugoslavije. Zagreb p. 75. — 50b. Glavnik Biološke Sekcije II. B. 2/3. 13—21.
Horvatić, S. 30. Acta Bot. Zagreb 5. 57—118. — 31 Acta Bot. Zagreb 6. 91—108.
Huber, B. 27. Zeitgemässe Aufgaben einer botanischen Heimatforschung. (Der Schlern. 1927 sep. p. 27)
Igmándy, I. 39. AGH. 2. 128—142.
Jakucs, P. 51 Ann. Biol. Univ. Hung. 1. 244—260. — 54a. ibidem 2. 235—244. — 54b. Ann. Mus. Nat. Hung. 5. 149—173. — 55. Acta Bot. Hung. 2. 89—131.
Janković, M. 53. Bull. Mus. Hist. Nat. Serbe. B. 5—6. 59—111.
Janković, M—Mišić, V. 54. Archiv. Sciences Biol. 1—2. (Sep. p. 13)
Jávorka, S. 40. MTÉrt. 57 367—397.
Járó, Z. 50. Soproni Erd. Évk. 365—381. — 54. Erd. Kut. 3. 3—29. — 55. Erd. Kut. 4. 87—109.
Jeanplong, I. 51. Agráregyet. Mezőgazd. Kar Évk. 2. 17—38. — 54. Bot Közl. 44. 99—108. 55. Agráregyet. Agronómiai Kar 2/5. p. 21.
Jurko, A. 51. Vegetácia stredného Pohornádia. Bratislava p. 105.
Kárpáti, I. 50, Ann. Biol. Univ. Szeged. 1. 65—72. — 51. Agrártudomány 219—221. — 54. Acta Bot. Hung. 1. 129—157. — 55. Acta Bot. Hung. 2. 247—266.
Kárpáti, Z. 52. Földr. Ért. 2. 280—315. — 55. Acta Bot. Hung. 2. 281—307.
Kerner, A. 63. Das Pflanzenleben der Donauländer, 1863 Innsbruck p. 348.
Klika, I. 31 Beih. Bot. Cbl. 47. Abt. II. 343—398. — 34. ibidem 52. I. 16—35. — 35. Věda Přir. 16. 119—122. — 36. Sbornik Česk. Akad. Zemědělské 11. 330—336. — 37. Beih. Bot. Cbl. Abt. II. 57. 295—342. — 38. Beih. Bot. Cbl. Abt. II. 58. 435—465. — 39. Studia Bot. Čechica 2. 117—157. — 40. Preslia. 18—19. 16—31. — 42. Věstnik Král. České Spol. Nauk Tř. II. Sep. 25. — 48. Rostlinna sociologie. Praha p. 380. (spec. 306—324) — 55. Nauka o rostlinných společenstvech. Praha p. 361. (spec. 304—331).
Klika, I.—(Vlach, V.) 37. Sbornik Česk. Akad. Zemědělské. 12. 407—417.
Knapp, R. 42. Zur Systematik der Wälder, Zwergstrauchheiden und Trockenrasen des eurosibirischen Vegetationskreises. — 44a. Vegetationsaufnahmen von Wäldern der Alpenostrand-Gebiete. 1—5. — 44b. Vegetationsaufnahmen von Trockenrasen und Felsfluren Mitteleuropas. 1—3. — 44c. Die Trockenrasen und Felsfluren der Hainburger Berge. — 44d. Über steppenartige Trockenrasen im Marchfeld und am Neusiedler See. — 44e.

Pflanzen, Pflanzengesellschaften, Lebensräume. 1—2. — 45. Die Pflanzengesellschaften der Wiesen und Weiden in Mitteleuropa. — 46. Zur Systematik einiger Pflanzengesellschaften der Moore und Ufer. — 48. Einführung in die Pflanzensoziologie. II. Stuttgart. — 51. Biologisches Zentralblatt. **70.** 85—91.
KORMÁNYNÉ JUHÁSZ, G. 56. Agráregyetem Agronómiai Kar. **2**/6. p. 25.
KOVÁCS, M. 55a. Agráregyetem Agronómiai Kar. **1**/8. p. 24. — 55b. Acta Bot. Hung. **1.** 133—146. — 56. Agráregyetem Agronómiai Kar. **2**/6. p. 27. — 57. Bot. Közl. 135—155.
KRIPPEL, E. 54a. Aichinger Festschr. 635—645. — 54b. Biológia. **9.** 248—261. — 54c. Biológia. **9.** 453—457. — 56. Vegetačné pomery Záhoria I. Bratislava, p. 94.
KRIST, V. 37. Priroda. **38.** 293—297. — 40. Acta soc. scient. natur. Moravicae XII. 10. p. 100 (Weitere, mehr florist. Arbeiten s. Wendbg. 50. p. 172.)
MAGYAR, P. 28. Erd. Kis. **30.** 26—63. — 30. Erd. Kis. **32.** 75—118, 237—256. — 33a. Erd. Kis. **35.** 139—227. — 33b. Erd. Kis. **35.** 396—450. — 33c. Erd. Kis. **35.** 451—492. — 36a. Erd. Kis. **38.** 115—233. — 36b. Die Sandaufforstung in Ungarn . . . —36c. Buchen- und Eichenwaldtypen in Ungarn. (IX. Kongress Internat. Verb. Forstl. Forschungsanstalten) — 38. Zeitschr. f. Weltforstwirtschaft. **7.** 228—241.
MAJER, A. 52. Erdészeti Tudom. Kiskönyvtár **1.** p. 32. — 55a. Erd. Kut. 1. 17—34, 161—2. — 55b. Erd. Kut. 2. 55—74.
MAJOVSKY, J. 54. Biológia **9.** 144—165. — 55. Biológia **10.** 659—677.
MAJOVSKY, J.—JURKO, A. 56. Biológia **11.** 129—145.
MÁTHÉ, I. 33. Bot. Közl. **30.** 163—184. — 36. AGH. **1.** 150—166. — 39. Bot. Közl. **36.** 120—129. — 56. Magy. Tud. Akad. Agrártud. Osztályközl. **9.** 1—56.
MÁTHÉ, I.—JEANPLONG, J. 54. Agráregyetem Agronómiai Kar **1**/9. p. 15.
MÁTHÉ, I.—VINCZEFFY, I.—PRÉCSÉNYI, L. 53. Növénytermelés **2.** 3—26.
MEUSEL, H. 38. Hercynia. **1.** 285—308. (299—300) — 39. Hercynia. **2.** 1—313. — 40. Botan. Archiv. **41.** 357—418.
MEZERA, A. 56. Strednoeuropské nizinné luhy I. Praha.
MICHALKO, I. 57. Geobotanické pomery pohoria Vihorlat. Bratislava p. 198.
MIKYSKA, R. 30. Sbornik Česk. Akad. Zemědělské **5.** 423—480. — 31. ibidem **7.** 189—216. —33a. Beih. Bot. Cbl. Abt. II. **51.** 354—373. — 33b. Orcholová bučina na Sitně . . . Sep. p. 11. — 37. Lesnická práce **16.** 259—266. — 39a. Beih. Bot. Cbl. Abt. B. **69.** 169—244. — 39b. Krása Našeho Domova. **31.** 131—9. — 34. Vestnik Král. Čes. Spol. Nauk. Tr. II. p. 1—20.
MOESZ, G. 40. AGH. **3.** 100—115.
MORARIU, I. 43. Bul. Grad. Bot. Cluj **23.** 131—212.
D. NAGY, É. 55. Ann. Mus. Nat. Hung. **6.** 181—188.
OBERDORFER, E. 49. Pflanzensoziologische Exkursionsflora für Südwestdeutschland. Stuttgart, p. 411 (bes. 14—18) — 50. Mitt. flor.-soz. Arb.-Gem. **2.** 27—32. — 56. Beitr. naturk. Forschung in Südwestdeutschland. **15.** 11—24.
ONNO, M. 41. Repert. spec. nov. **126.** 53—127. — 42. Mitt. Deutsch. Dendrol. Ges. 139—156.
ORLÓCZI, L.—TUSKÓ, F. 54. Erdőmérnöki Főisk. Közl. 41—52.
OSVAČILOVA, V. 56. Biológia **11.** 416—423.
PAȘCOVSCHI, S. etc. 54. Bul. Stiint. Biol. Acad. R. P. R. **6.** 639—656. — 56. Anal. Inst. Cerc. Silv. București **16.** 107—154. — 55a. Bul. 1. c. **8.** 179—197. — 56b. Comun. Acad. R. P. R. **6.** 443—7 .
PAUCĂ, A. 41. Studiu fitosociologie in Munții Codru si Muma București p. 120.
PIGNATTI, S. 54. Introduzione allo studio fitosociologico della pianura veneta orientale. Forli p. 169. (Archivio Botanico **28**—**29.** 1952—53.)
PÓCS, T. 55b. Bot. Közl. **45.** 283—295. — 55a. Bot. Közl. **45.** 257—267. — 57. PÓCS, T.—D. NAGY, É.—PÓCS-GELENCSÉR, I.—VIDA, G. Vegetationsstudien im Gebiet Őrség (Ungarisches Ostalpenvorland). Budapest. Im Druck.
POLGÁR, S. 33a. Bot. Közl. **30.** 32—47. — 33b. Győri Szemle 149—160. — 37. Bot. Közl. **34.** 15—26. — 41. Bot. Közl. **38.** 201—352.
PODPĚRA, J. 28a. Acta Bot. Boh. **6.**—**7.** 77—132. — 28b. Čas. Morav. Mus. Zemského **26.** 1—113.
PRODAN, J. 44. Flora Romaniei ed. 2. II. pl. loc.
RAPAICS, R. 16. Gazdasági Lapok pl. loc. — 26. Magy. Bot. Lap. **25.** 137—145. — 27a. Bot. Közl. **24.** 12—29. — 27b. Debreceni Szemle, 194—210. — 27c. Bot. Közl. **24.** 151—2.
REPP, G. 50. Bodenkultur **4.** 329—354. — 45. Öntözésügyi Közl. **6.** 61—123.
ROLLER, K.—SZIKLAI, O.—TOMPA, R. 55. Erdőmérnöki Főisk. Közl. 13—53.
RUDSKI, I. 49. Tipovi lištarskih šuma . . . Beograd 1949.
SILLINGER, P. 29. Bilé Karpaty. Rozpr. Král. Česk. Spol. Nauk. Tř. II. N. R. 3. p. 73.
SIMON, T. 50. Ann. Biol. Univ. Debrecen 146—174. — 51. Ann. Biol. Univ. Hung. **1.** 303—310. — 53. ibidem **2.** 279—286. — 53b. Acta Biol. Hung. **4.** 249—252. — 57. Die Wälder des Nördlichen Alföld. Budapest, 1957. p. 172.

SLAVNIĆ, J. 47. Slatinska vegetacija Vojvodine Novisad p. 80. — 51. Archiv Scient. Matica Srpska. (Prodrome des groupements végétaux nitrophiles.) 84—169. — 52a. Zbornik Matice Srpske **2.** 1—22. — 52b. ibidem **3.** sep. 3—25. — 52c. ibidem **3.** sep. 66. — 53. Ann. Inst. Biol. **5.** 417—428. — 56. Zbornik Matice Srpske **10.** 5—72. (Novisad)

ŠMARDA, I. 51. Čas Morav. Mus. Brne. 52. Preslia **24.** 95—104. — 53. Biológia **8.** 497—526.

SOKLIĆ, I. 43. Hrvatskog. sumarskogo lista **67.** 1—34.

SOÓ, R. 27a. Tisza Társ. Honism. Biz. Kiadv. **15—16.** Geobotanische Monographie v. Kolozsvár. p. 152. Debrecen. — 27b. Gragger-Gedenkbuch (Berlin) 234—252. — 27c. Földr. Közl. **54.** 15—26. — 28a. MBIM. **2.** 132—136. — 28b. MBIM. **2.** 45—79. — 29. Journal of Ecology **17.** 329—350. — 30a. MBIM. **3.** 169—183. — 30b. MBIM. **3.** 1—51. — 30c. Tisza Társ. Honism. Biz. Kiadv. **23.** 1—26. — 30d. Erd. Kis. **32.** 439—475, 559—566. — 30e. Veröff. Geob. Inst. Rübel **6.** 237—322. — 31. MBIM. **4.** 293—319. — 32a. MBIM. **5.** 112—121. — 32b. MBIM. **5.** 122—130. — 33a. MTÉrt. **50.** 669—712. — 33b. Bot. Közl. **30.** 38—69. — 33c. A Hortobágy növénytakarója. Debrecen. p. 26. (Debr. Sz. 1934. 56—77). — 34a. Erd. Kis. **36.** 439—475, 559—566. — 34b. MBIM. **7.** 135—153. — 34c. Vasi Szemle **1.** 105—134. — 35. MTÉrt. **53.** 1—58. — 36a. Soziologische Waldvegetationsstudien in Ungarn. (Veröff. IX. Kongr. Forstl. Forschungsarbeiten 1—12). — 36b. Ber. Schweiz. Bot. Ges. **46.** 104—119. — 36c. Feddes Repert. **39.** 352—364. —37a. Erd. Kis. **39.** 337—380. — 37b. Magyar Flóraművek. **1.** p. VI—VII. — 38a. Bot. Közl. **35.** 249—273. — 38b. MTÉrt. **57.** 888—896, 897—910. — 39a. Bot. Közl. **36.** 90—108. — 39b. MTÉrt. **58.** 833—844. — 40a. Nova Acta Leopoldina Nr. **56.** p. 50. — 40b. Bot. Közl. **37.** 169—187. — 41a. MBIM. **13.** 498— 511. — 41b. AGH. **4.** 3—34. — 42. AGH. **5.** 141—183. — 43. AGH. **5.** 315—352. — 44a. Múzeumi Füzetek **2.** 12—59. — 44b. Erd. Múz. Egy. besztercei Emlékkönyve 57—87. — 44c. Scripta Bot. Mus. Transs. **3.** 56—61. 62— 75. — 45. Növényföldrajz, Budapest, p. 208. — 46. Erd. Kis. **46.** 261—289. — 47a. AGH. **6.** 3—50. — 47b. Conspectus des groupements végétaux dans les Bassins Carpatiques. 1. Debrecen, p. 50. — 47c. Erd. Kis. **47.** 1—58. — 48. Borbásia **8.** 48—57. — 49. AGH. **6.** 3—107. — 50a. Ann. Biol. Univ. Debrecen, 4—26. — 50b. ibidem 175—188. — 51a. Ann. Mus. Nat. Hung. **1.** 1—71. — 51b. (et Zólyomi, B.) Növényföldrajzi térképezési tanfolyam jegyzete Vácrátót 131—156. — 52. Vegetatio **4.** 40—52. — 53a. Bátorliget élővilága 14—57. — 53b. Növényföldrajz, Budapest, 2. editio, p. 68. — 54a. Vegetatio **5—6.** 411—421. — 54b. Aichinger Festschrift 337—345. — 55a. Acta Bot. Hung. **2.** 187—220. — 55b. Arch. Soc. Zool. Bot. Vanamo. Suppl. 337—350. — 56. Az I. Biol. Vándorgyűlés előadásai. 60—62. — 57. Acta Bot. Hung. **3.** 43—64. tab. 5. — 57b. Annai. Univ. Budapest Biologica **1.** 231—239.

SOÓ, R. et JÁVORKA, S. 51. A magyar növényvilág kézikönyve. Budapest, p. 1120. (p. XXII—XXX.)

STEFANIK, L. 52. Erdészeti Kutatóintézet Évk. **2.** 121—142.

STEPANOVIĆ-VESELIČIĆ, L. 53. La végétation des sables de Deliblato. p. 113.

SZŐNYI, L. 55. Erd. Kut. 3. 109—127.

SZUJKÓ, I. 56. Ann. Mus. Nat. Hung. **7.** 335—342.

TALLÓS, P. 54. Erd. Kut. 4. 55—69.

TIMÁR, L. 43. Acta Univ. Szeged. Acta Botanica **2.** 43—53. — 47. AGH. **6.** 70—82. — 48. Alföldi Tudom. Gyűjtemény **2.** sep. 6. — 49. AGH. **6.** 108—113. — 50a. Ann. Biol. Univ. Debrecen 72—145. — 50b. Ann. Biol. Univ. Szeged. **1.** 117—136. — 50c. Ann. Biol. Univ. Debrecen 208—213. — 52. Földr. Ért. **1.** 489—511. — 52b. Ann. Biol. Univ. Hung. **1.** 447—454. — 53. Földr. Ért. **2.** 87—113. — 53b. Ann. Hortic. **2.** 55—71. — 54. Földr. Ért. **3.** 554—567. — 54b. Bot. Közl. **44.** 85—98. — 54c. Ann. Biol. Univ. Hung. **2.** 311—321. — 54d. Acta Bot. Hung. **1.** 193—214. — 55. Acta Biologica (Univ. Szeged.) **1.** 95—112. — 57a. Acta Bot. Hung. **3.** 79—109. — 57b. Bot. Közl. 157—163. — 57c. Acta Bot. Hung. **3.** 375—389.

TODOR, I. 48. Bul. Grad. Bot. Cluj. **27.** 1—64, **28.** 21—174.

ŢOPA, E. 39a. Bul. Fac. St. Cernauţi **13.** 1—80. — 39b. Bul. Grad. Bot. Cluj. **19.** 127—142. — 54. Natura. Sep. 22.

TÓTH, I. in KOLTAY, Gy. A nyárfa (Die Pappel) 1953.

TÜXEN, R. 50. Mitt. Flor.-soz. Arb. Gem. **2.** 94—175. — 55. Mitt. flor.-soz. Arb. Gem. **5.** 155—176.

TÜXEN, R.—PREISING, E. 51. Angewandte Pflanzensoziologie. **4.** p. 28.

UBRIZSY, G. 42. Debr. Szemle, 19—23, 108—114, 202—208. — 43. Mezőgazd. Kutatások **16.** 311—326. — 48. Acta Agrobotanica Hung. **1.** Nr. 4. p. 43. — 49a. Mezőg. Tud. Közl. **1.** 87—118. — 49b. Agrártudomány **1.** 588—596. — 51. Acta Agronomica **1.** 107—159. — 55. Növénytermelés. **4.** 109—126. — 56. Acta Agron. **5.** 393—412. — 56b. Acta Bot. Hung. **2.** 391—424.

UJVÁROSI, M. 37. AGH. **2.** 169—214. — 40. AGH. **3.** 30—42. — 41. AGH. **4.** 109—118. — 44. Scripta Bot. Mus. Transs. **3.** 30—55. — 47a. AGH. **6.** 93—103. — 47b. Borbásia **7.** 3—27.

— 48. Tiszántúli Öntözésügyi Közl. **13—14.** 79—120. — 50a. Mezőg. Tud. Közl. **1.** 69—86. — 50b. Debreceni Mezőg. Kis. Int. Évk. 27—105.

WAGNER, H. 40. Denkschr. Österr. Akad. Math. Naturw. Kl. **104.** 1—82. — 50a. Vegetatio **2.** 128—165. — 50b. Mitt. Bundesversuchsinst. Kulturtechnik **5.** p. 32.

WALTER, H. 29. Planta **8.** 571—624. — 30. MBIM. **3.** 52—59.

WENDELBERGER, G. 43. Wiener Bot. Zeitschr. **92.** 124—144. — 47. Umwelt **1.** 240—245. — 50. Österr. Akad. Wiss. Math. Naturw. Kl. Denkschr. **108.** 5. p. 180 + Tab. — 53. Angewandte Pflanzensoziologie **9.** p. 51. — 54. Aichinger Festschrift 573—634. — 55. Burgenländische Forsch. **29.** 1—175. — 56. Vegetatio **7.** 69—82.

WENDELBERGER-ZELINKA, E. 52. Die Vegetation der Donauauen bei Wallsse, 1952. Wels p. 196.

WENZL, H. 34. Beih. Bot. Cbl. **52.** Abt. II. 73—147.

ZAHRADNIKOVA-ROSETZKA, K. 55. Biológia **10.** 277—284.

ZLATNIK, A. 28. Rozpr. Král, Česk. Spol. Nauk Tř. II. N. R. 1. p. 116.

ZÓLYOMI, B. 31. Bot. Közl. **28.** 89—121. — 34a. Vasi Szemle **1.** 146—174. — 34b. Időjárás 177—196. — 36a. Ann. Mus. Nat. Hung. **30.** 136—174. — 36b. AGH. **1.** 180—208. — 37. Bot. Közl. **34.** 169—172. — 39a. Ann. Mus. Nat. Hung. **33,** 63—135. — 39b. Bot. Közl. **36.** 318—325. (u. Vasi Szemle **6.** 254—259) — 42. Bot. Közl. **39.** 209—224. — 46. Öntözésügyi Közl. **7—8.** 62—75. — 51. Acta Biol. Hung. **1.** 7—67. — 54a. Acta Bot. **1.** 215—222.

ZÓLYOMI—JAKUCS—BARÁTH—HORÁNSZKY. 54b. Az Erdő. 79—82, 97—105, 160—171. — 55. Acta Bot. **2.** 361—395.

ZSOLT, J. 43. Index Horti Bot. Univ. Budapest, 1—16 + Tab.

POTAMETEA Tx. et Prsg. 42

(incl. *Lemnetea* Koch et Tx. 54—Syn.: *Nymphaeetea* Klika 44)

I. HYDROCHARETALIA Rübel 33. (partim : *Lemnetalia* Koch et Tx. 54)

1. **Hydrocharition** (Vierhapper) Rübel 33

Syn. : *Lemnion minoris* Koch et Tx. 54, *Lemnion* Ob. 56, *Lemnio-Salvinion natantis* Slavnić 56

(Schwebende Süsswasservegetation)

1. **Lemneto-Utricularietum** Soó 28b, 34b, 38a—b, 40, 41, 45, 49, 51b, TIMÁR 54b T., UBRIZSY 48 T

Syn. : *Lemnetum minoris* Rübel 12, EGGLER 33, PIGNATTI 53 — Soó 27, 28b, 34b, 34d ; *Lemna minor-L. trisulca* ass. Tx. 55 ; *Lemnetum trisulcae* Soó 27

a) *typicum* (cons. *Lemna minor* Timár 54b, 57c : *Lemnetum minoris* Soó 47a, incl. cons. *L. gibba)*

b) *riccietosum* (*Riccietum fluitantis* Slavnić 56 T)

c) *ceratophylletosum demersi* (cons. *Cer. demersum* Timár 54b, 57c ; *Ceratophylletum demersi* Soó 28b, 34b, EGGLER 33)

d) *ceratophylletosum submersi* (*Ceratophylletum submersi* Soó 28, 32b, 47a)

Areal : Alföld (häufig), in der Hügel- u. Bergregion zerstreut, artenarm. Vgl. Soó 1. c., SLAVNIĆ 56, TIMÁR 54, ferner BALÁZS 42, BOROS 54a, HARG. 37, KÁRP. ined., MÁTHÉ 56, PÓCS ined., Soó 40b, SIMON 57, TODOR 48, UJV. 37, ZÓLY. 31, 34.

1. b. **Wolffio-Lemnetum** *(gibbae)* Benham 49, SLAVNIĆ 56.

Syn. : *Lemno-Spirodeletum lemnetosum gibbae* Koch 54
Areal : Alföld, im Süden (Batschka, Banat, Syrmien) SLAVNIĆ 56 T.

2. **Salvinieto-Spirodeletum** Slavnić 56 T.

Syn. : *Lemneto-Utricularietum* cons. *Salvinia natans* Timár 54b, *Lemno-Spirodeletum salvinietosum* Koch 54
Areal : Alföld, bes. an der Donau, Rábca (ZÓLY. ined.), Mur, Drau, Theiss usw., im Osten (Soó ined.) und im Süden (SLAVNIĆ). Donau—Theiss Zwischenstromland (KÁRP. ined.)
(Schwimmfarnges.)

3. **Hydrochareto-Stratiotetum** (Langendonck 35) Krus. et Vlieger 37

Syn. : *Hydrocharideto-Nymphoidetum peltatae* Slavnič 56 T p.p., — *Polygoneto-Stratiotetum aloidis* Slavnić 56 p.p.

Areal : Alföld (selten geworden), bes. im Nordosten (!SIMON ined.), am Velenceer See (BOROS 54b), im Süden, an der Drau (Slavnic PÓCS ined.), an der Donau und in der Batschka (KÁRP. ined.)
(Krebsscherenges.)

II. POTAMETALIA Koch 26
(*Potamogetalia* Klika, *P. eurosibirica* Tx.)

2. **Potamion eurosibiricum** Koch 26 (p. p.), Vlieger 37

Syn. : *Potamogetion eurosibiricum* Klika, *Nymphaeion* + *Eu-Potamion (Eu-Potamogetion)* Ob. 56
(Haftende Süsswasservegetation : Schwimmblatt- und Laichkrautges.)

1. **Ranunculetum fluitantis** Allorge 22, Knapp 48

Syn. : *Ranunculetum fluitantis sparganietosum* Koch 26 ; *Sparganio-Ranunculetum* (Koch) Ob. 56 ; *Potameto perfoliati-Ranunculetum fluitantis* Koch 26, SLAVNIĆ 40

B. potametosum nodosi Soó comb. n.

Syn. : *Potametum fluitantis* (*P. fluitans* ass.) Soó 28, 33a, 33c, 40, 41, 45, 51b, SIMON 52, 57 ; *Potametum sparganietosum* Zóly. 34
Areal : Ung. Mittelgebirge u. Transdanubien (selten), Alföld (zerstreut), erwähnt z. B. von der Kleinen Tiefebene (ZÓLY. 34), Nordtiefland (SIMON 57), Hortobágy (Soó 33c), Balatongebiet (Soó 28), Vértesgebirge (BOROS 54a) usw.
(Flusswasservegetation, Fluthahnenfussges.)

2. **Ranunculeto (trichophylli)-Callitrichetum (polymorphae)** Soó (27, 28b) 34b, 36b, 38a—b, 40, 41, 45, 47a, 49, 51b

Syn. : *Ranunculetum trichophylli* Soó 27, HARG. 37, MÁTHÉ 56 ; *Callitrichetum polymorphae* Soó 28b, 34b ; *Ranunculetum callitrichetosum* Soó 34d ; *Potameto-Callitrichetum* Balázs 42 n. n.?

b) *ranunculetosum* (cons. *Ranunculetum* Soó 47a, *Ranunculus trichophyllus, circinatus, radians = godroni* Bestände)

c) *callitrichetosum* (cons. *Callitrichetum* Soó 47a, *Callitriche polymorpha = cophocarpa* u. *C. verna* Bestände)
(Tümpelvegetation, Wasserstern-Wasserhahnenfussges.)

Areal : Von Westungarn (PÓCS 57) bis Nordosten (Sátorgeb. — Soó 40b) und Siebenbürgen (Soó 27—49 l. c.) vgl. MÁTHÉ 56

3. **Hottonietum palustris** Tx. 37

Syn. : *Lemneto-Utricularietum* cons. *Hottonia* Timár 54b

Areal : Ung. Mittelgebirge u. Transdanubien (selten), Alföld, auch in : »*Fraxineto oxycarpae-Alnetum hungaricum (urticetosum kioviensis)*« Soó et Komlódi Bot. Közl. 1957. 202 *hottonietosum* (Ócsa, Tős) Vgl. Soó 34d, 40, 41, 45, 51b, SIMON 50, HORÁNSZKY ined. (Pilis-Geb.) BORHIDI ined. (Somogy)
(Wasserfederges.)

4—5. *Myriophylleto verticillati-Nupharetum* Koch 26 (*Myriophylleto-Castalietum* Soó 38)

4. **Myriophylleto-Potametum** Soó 34b, 36b, 38a—b, 40, 41, 45, 47a, 49T, 51b, TIMÁR 54b T.

Syn. : *Potametum myriophylletosum* Soó 54b ; *Potametum perfoliati potametosum lucentis* Koch 26 p. p. (subass.) ; *Potameto perfoliati-Ranunculetum circinati* Sauer 37 p. p.

a) *potametosum perfoliati* (*Potamogeton perfoliatus-Myriophyllum spicatum* ass. Soó 28a, 32b, 33a et auct.)

b) *potametosum balatonici* (*Najas marina-Potamogeton balatonicus* ass. Soó 28a, 32b ; *Najas m.-P. pectinatus* ass. Soó 33a)

Areal : Balatonsee (Soó l. c.), Velenceer-See (BOROS 54b), Neusiedler-See (VARGA Int. Revue f. Hydrobiol. 1933 als *P. pectinatus*-Atolle)

c) *potametosum crispi* (cons. *Pot. crispus* Timár 54b, 57c ; *Potametum crispi* Soó 27, 27b, 28a, 49 ; *P. crispi-pusilli* Soó 47a)

d) *potametosum lucentis* (*Potametum lucentis* Hueck 31 ; *Myriophylleto-Potametum potametosum acuminati* Slavnić 56 T ; *Lemneto-Utricularietum* cons. *Pot. lucens* Timár 54b)

e) *potametosum graminei* (cons. *P. gramineus* Timár 54b ; *Myriophylleto-Potametum graminei* Harg. 37 n. n.)

f) *myriophylletosum spicati* (cons. *Myr. spicatum* Soó 47a, TIMÁR 54b, 57c ; *Myriophylletum spicati* Soó 27 ; *Ceratophyllum demersum-Myriophyllum spicatum* ass. Soó 28a, 30a, 32b, 33a)

g) *myriophylletosum verticillati* (cons. *Myr. verticillatum* Soó 47a, 49 ; *Myriophylletum verticillati* Soó 27 ; *Myriophylleto-Nupharetum Myr. vert.* Fazies Sauer 37)

h) *marsileetosum* (cons. *Marsilea quadrifolia* Timár 54b)

i) *polygonetosum amphibii* (cons. *Polygonum amphibium aquaticum* Soó 47a, 49, UBRIZSY 48 T, TIMÁR 54 ; *Polygonetum natantis* Soó 27 ; *P. amphibii* Eggler 33 ; *Myriophylleto-Nupharetum Polygonum amphibium natans* Fazies Sauer 37) Auch als Subass. vom *Nymphaeetum* zu betrachten.

Areal : Alföld (häufig), in der Hügel- und Bergregion seltener, vom Südwesten (PÓCS) bis Nordosten (SIMON). Vgl. Soó l.c., SLAVNIĆ 56, TIMÁR 54, ferner HORVATIĆ 31, JANKOVIĆ 54, KÁRP. ined., PÓCS ined., SIMON 52, 57, TIMÁR 52, 53, TODOR 48, UJV. 37, ZÓLY. 34

Die Tangvegetation des Balatonsees gehört zum grössten Teil zu *Myriophylletum-Potametum* Typ a.

(Submerse Tausendblatt—Laichkrautges.)

Anm. In Transdanubien und im Süden des Alföld auch die zönologisch kaum untersuchte *Anacharis canadensis* ass. (Pignatti 53) vgl. Soó 54d, KÁRP. ined.

5. **Nymphaeetum albo-luteae** Nowinski 28

Syn. : *Myriophylleto-Nupharetum* Koch 26 p. maj. p., SLAVNIĆ 56 T ; *Castalia-Nuphar-Trapa* ass. Soó = *Nuphareto-Castalietum* Soó 28a, 33a, 34b, 34d, 36b, 38a—b, 40, 41, 45, 51b, TIMÁR 54b T

a) *potametosum natantis* (*Potametum natantis* Soó 27, 28b, 33a, 44c, BALÁZS 42, EGGLER 33 ; *Myriophylleto-Nupharetum Pot. natans-Hydrocharis* Fazies Sauer 37)

b) *nymphaeosum* (*Nuphareto-Castalietum* fac. *Castalia alba* Timár 54b ; *Castalietum* EGGLER 33 ; *Myr.-Nupharetum Nymphaea* Fazies Sauer 37)

c) *nupharosum* (*Nuphareto-Castalietum* fac. *Nuphar luteum* Timár 54b ; Pócs ined., *Myr.-Nupharetum Nuphar* Fazies Sauer 37)

d) *nymphaeosum thermalis* (*Nymphaea lotus thermalis* soc.) Püspökfürdő bei Grosswardein.

Areal : Alföld (häufig), in der Hügel- und Bergregion selten. Vgl. Soó l. c., BOROS 54b, KÁRP. ined., TIMÁR 52, 53, 54, SIMON 57, ZÓLY. 34 BORHIDI ined.

(Seerosengesellschaft)

6. **Trapo-Nymphoidetum** Oberdorfer 56

Syn. : *Hydrocharideto-Nymphoidetum peltatae* Slavnić 56 p. p. ; *Castalia-Trapa* ass. Soó 33c ; — cf. *Limnanthemo-Potametum* All. 22

b) *nymphoidosum* (*Nuphareto-Castalietum* cons. *Nymphoides peltata* Timár 54b T)

c) *traposum* (cons. *Trapa natans* Timár 54b T, *Trapa* soc. Soó 34b)
Areal : Alföld (verbreitet, bes. an der Donau und Theiss. Vgl. BORHIDI ined. (Somogy), KÁRP. ined., PÓCS ined. (Raab), TIMÁR 52, 53, 54, SOÓ 33a (Seekannengesellschaft)

7. **Parvipotameto-Zannichellietum** (Baumann 21) Koch 26

Syn. : *Parvipotametum* Knapp, Zóly. 34 ; *Potametum perfoliati potametosum pectinati* Horvatić 31 L ; *Najas marina-Potamogeton pectinatus scoparius* ass. Soó 28a ; *Potametum pusilli* Soó 27, 28b, 30c, 44a, EGGLER 54, *Myriophyllo-Potametum* cons. *Pot. pusillus* Timár 54b, 57c.
Areal : Zerstreut, bekannt von der Kleinen Tiefebene (ZÓLY. 34), dem Balatongebiet (SOÓ 28a), Slawonien (HORVATIĆ 31), Gödöllőer Hügelland (MÁTHÉ 56), Siebenbürgen (SOÓ 27, 30c, 41a) usw.
(Kleinlaichkrautges.)

III. ZOSTERETALIA Br.-Bl. et Tx. 43.
(*Zosteretea marinae* Tx. 55)

3. **R u p p i o n m a r i t i m a e** Br.-Bl. 31.
(Alkaliseevegetation)

1. **Parvipotameto-Zannichellietum pedicellatae** Soó 47a, 47b T

Syn. : *Potametum interrupti* Soó 27 ; *Parvipotametum pectinati* Soó 36a ; *Parvipotameto-Zannichellietum* Soó 34b ; 38a—b, 40, 41, 45, 51b, BOJKO 32, HARG. 37, UJV. 37, Timár 54, 57c.
zannichelliosum (cons. *Zannichellietum* Soó 47a, b)
Areal : in Alkaliseen vom Burgenland (BOJKO 32, WENDBG. 43, 47, 50), des Alföld (SOÓ l. c., BOROS 53a, HARG. 37, KÁRP. ined., TIMÁR 52, 54, 57c. UJV. 37, SLAVNIĆ 56 L) und Siebenbürgens (SOÓ l. c., TODOR 48)
(Teichfadenges.)

2. **Ranunculetum aquatilis-polyphylli** Soó 33c, 36c, 40, 41, 45, 47b L, 51b

Areal : Alkaliseen- und Tümpel des Alföld (SOÓ l. c., MÁTHÉ 33, SLAVNIĆ 56 L, TIMÁR 52, 54 L, 57c.)
(Salzhahnenfussges.)

3. **Ruppietum transsilvanicae** Soó (27), 47a, 47b, 49

Syn. : *Ruppietum obliquae* Soó 27
Areal : Salzseen des Gebiets Mezőség in Siebenbürgen (SOÓ l. c., TODOR 48)

4. **Najadeto-Potametum acutifolii** Slavnić 56 T.

Areal : Alföld im Süden (Syrmien, Batschka, Banat)

PHRAGMITETEA Tx. et Prsg. 42

(*Phragmiteto-Magnocaricetea* Klika 44)

IV. PHRAGMITETALIA Koch 26

(*Ph. eurosibirica* Tx. et Prsg. 42)

1. Phragmition communis Koch 26, Br.-Bl. 31.

Syn.: *Ph. eurosibiricum* Tx. et Prsg. 42.
(Röhrichte)

1. **Scirpeto-Phragmitetum** Koch 26 (s. l.)

Syn.: *S.-Ph. medioeuropaeum* Tx. 41; *Phragmitetum communis* (All. 22) Pign. 53(a.); *S.-Ph. typhetosum latifoliae* Sauer 37; *Ph. vulgaris* Soó 27, 28a, 30a L, 32b, 33c, 38a—b T.

a) *phragmitetosum* (*phragmitosum* Koch 26, SAUER 37; *typicum* Pign. 53 — non KOCH 26, normale Soó 47a)

b) *schoenoplectetosum* (*schoenoplectosum* Koch 26, Soó 38b; *scirpetosum* Klika 43; *scirposum lacustris* Sauer 37, cons. *Schoenoplectus* Soó 41; *Scirpetum lacustris* (All. 22) Pign. 54; *Schoenoplecetum lacustris* Eggler 33, Soó 28a, 31a, 32a, 33a, 34d)

c) *schoenoplectetosum litoralis* (*Sch. litoralis* ass. Soó 28a, soc. Soó 33a); *Scirpus litoralis* ass. Pign. 55)

d) *typhetosum* (*typhosum* Koch 26; Soó 38b, HORVATIĆ 31 L, *typhetosum* Soó 47a, 49, UBRIZSY 48 T, cons. *Typha* Soó 41; *typhosum angustifoliae* Sauer 37; *Typhetum angustifoliae* (All. 22) Pign. 43, Soó 27)

dd) *t. latifoliae* (non Sauer 37, *Typhetum latifoliae* Soó 27, ZÓLY. 31, EGGLER 33; *T. Shuttleworthii* Soó 27)

e) *glycerietosum* (*glyceriosum aquaticae* Koch 26, Soó 38a—b; cons. *Glyceria aquatica* Soó 41; *Glycerietum aquaticae* Now. 28, EGGLER 33; *G. maximae* Hueck 31, BALÁZS 43c L, Soó 47a (cons.), UJV. 47, NAGY 55 L, JEANPLONG ined.)

f) *phalaridetosum* (Tx., *phalaridosum* Koch 26; cons. *Phalaris* = *Baldingera* Soó 41; *Baldingeretum* Soó 47a, TIMÁR 52, 53, 54, TÓTH 53; *Baldingera arundinacea* synusium Soó 27, facies Timár 47, 50 T, Bestände Horvatić 31 L; *Typhoidetum arundinaceae* Eggler 33)

g) *equisetetosum fluviatilis* (Soó, *equisetosum limosi* Sauer 37, Soó 40, KLIKA 43; *Equisetetum limosi* Soó 27, Now. 28, EGGLER 33; cons. *E. fluviatilis* Soó 47a; *E. limosum* Bestände Soó 40, 41; soc. *E. fluviatile* Ujv. 47; *Equisetetum limosi-palustris* Soó 34d)

h) *sparganietosum* (*polyedri* Horvatić 31 ; *ramosi* Sauer 37, Todor 48 ; cons. *Sparganium* Soó 41)
i) *butomosum* (Sauer 37)
j) *iridosum* (*Iretum pseudacori* Eggler 33)
k) *oenanthetosum* (*Oenanthetum* Soó 27, EGGLER 33 ; cons. *Oenanthe aquatica* Soó 41, 47a ; *Oenanthe aquatica-Rorippa amphibia* ass. Lohm. 50)
l) *acoretosum* (*Acoretum calami* Eggler 33, UJV. 47 T, *Acoreto-Glycerietum aquaticae* Slavnić 56 T)
m) *glycyrrhizetosum* (*Glycyrrhiza echinata* facies Timár 47, 50 T — vgl. *Convolvulion sepium* Oberd. — *Glycyrrhizetum echinatae* (Kerner) Slavnić)
n) *chrysanthemetosum uliginosi* Slavnić 56 T rectius *serotini* Soó nom. nov.
o) *calamagrostetosum canescentis* Soó (38a T—b, 40, 41), 53, 55 (*Phragmites-Calamagrostis canescens* ass. Zóly. 31 L ; *Phragmitetum typicum* Soó 38)
p) *urticetosum kioviensis* Zóly. (34 L. Soó 36b, 38aT—b) Soó 53, 55. (*Phragmitetum urticetosum kioviensis* Zóly. 34 ; *Scirpeto-Phragmitetum urtic. kiov.* Zóly. et Soó 53, 55)
schoenoplectosum (lacustris) Zóly. 34
typhosum (latifoliae et *angustifoliae)* Zóly. 34
glyceriosum Glycerietum urtic. kioviensis Zóly. 34, Soó 38a—b

Gesellschaft von zweifelhafter Stellung : *Polygoneto (amphibii)-Stratiotetum* Slavnić 56 T aus Jugoslawien : Batschka, Banat (zwischen *Phragmition* u. *Potamion*)

Areal : Die Assoziation mit ihren Konsoziationen und Fazies ist im ganzen Gebiete verbreitet bzw. häufiger. (Ausser den zitierten Stellen vgl. noch : BOJKO 32, BOROS 54b, BALÁZS 43c L, FELFÖLDY 43, HARG. 37, HORÁNSZKY ined., HORVATIĆ 31, MÁTHÉ 56 L, SIMON 57, SOÓ 34d, 37b, 40b, TALLÓS 54, TODOR 48, UJV. 41 L, 47, TIMÁR 50b L, 52—54, ZÓLY. 34 L.

Verbreitete Konsoziationen sind *S.-Ph. schoenoplectetosum* (vgl. noch BOJKO 32, BOROS 54b, HARG. 37, HORVATIĆ 31, UJV. 37, TIMÁR 53, 54), *S.-Ph. typhetosum* (vgl. noch Soó 28a, 30a, 33c, 38, 34d, 44a, HARG. 37, HORVATIĆ 31, TODOR 48 und *S.-Ph. glycerietosum* (vgl. noch Soó 28a, 30a, 33a, 34d, 38, 47a, 49, BALÁZS 43c, HARG. 37, HORVATIĆ 31, JEANPLONG ined., NAGY 55, SIMON 51, TIMÁR 52—54). Die *Phalaris*-Röhrichte sind seltener (vor allem im Theissgebiet), aber bis in Siebenbürgen, nicht mit den Glanzrohr-Wiesen (*Phalaridetum arundinaceae* Libbert) zu verwechseln (S. 357). *Equisetum fluviatile*-Bestände (auch zum Verein *Magnocaricion* gezogen) sind in West-Transdanubien (Soó 34d, 40b, 44a, UJV. 47, JEANPLONG ined., ZÓLY.), zerstreut im Mittelgebirge (vgl. Soó 47b), selten im Alföld, öfter in Siebenbürgen (Soó 27, 44a) zu

finden. Ich zog auch die *Oenanthe aquatica* Bestände zum *Scirpeto-Phragmitetum*, von West-Transdanubien (Soó 34d, Borhidi ined.) bis Siebenbürgen (Soó 27, 47a). Ebenso stellen die *Acorus*-Bestände auch eine Konsoziation des *Scirpeto-Phragmitetum* dar, selten (z. B. Zala — Ujv.47, Veresegyháza — Kárp. ined.) Die Varianten m-n-o-p sind durch einige Charakterarten ausgezeichnet, sie können nur zu einer für den pannonischen Raum bezeichnenden, eigenen Assoziation (*Scirpeto-Phragmitetum* **austro-orientale** Soó) zusammengefasst werden. Sie ist besonders in Alföld verbreitet, so an der Theiss (subass. *glycyrrhizetosum* und *chrysanthemetosum*), aber auch in Transdanubien, selten im Mittelgebirge. Die subass. *urticetosum kioviensis* verrät alte Wasserläufe, von Niederösterreich bis zum Nordtiefland und Nyírség, sowie bis ins Südtiefland.
Die Mischbestände mit *Cladietum* (*Scirpeto-Phragmitetum cladiosum* Sauer 37) und mit *Menyanthetum* (*Phragmitetum menyanthetosum* Soó 38) s. dort (S. 337.) Wohl zum *Phragmition* gehören die *Hippuris*-Bestände (meist reine Gesellschaften), zuerst von Mágócsy Bot. Közl. 1914. 120 als *Hippuridetum* vom Balatongebiet genannt, vgl. Soó 28b, 33a (als Soz.), 40, 41, Eggler 33, Kárp. ined. (*Nuphareto-Castalietum Hippuris* fac.).

2. **Bolboschoenion maritimi** Soó (45 n. n.) 47a, b. (Alkalisumpfvegetation)

Bolboschoenetum maritimi continentale Soó (27, 47a, b) nom.nov.

Syn.: *Bolboschoenetum maritimi* (*B. m.* ass.) Soó 27, 28a, 33a, 33c, 34d, 36b, 40, 41, 45, 47b T, 51b, Eggler 33 ; *Scirpetum maritimi* auct. hung. et roman. Slavnic 48 L, Wendbg. 50 T ; *Bolboschoenus maritimus-Puccinellia limosa* ass. Magyar 28 p. p.; *Scirpus maritimus-Chara crinita* ass. Ţopa 39 ; *Scirpetum m.* fac. *Bolboschoenus* Wendbg. 43, 50, sed non *Scirpetum maritimi* (Christiansen 34) Tx. 37 : subass. *halophilum* Pign. 53, nec *Scirpetum maritimi* »*littoralis*« Br.-Bl. 31, 52
nec *Scirpeto-Phragmitetum Bolboschoenus* stadium Timár 47, 50 T

b) *heleocharetosum* (*heleocharidetosum* Soó 39b *Bolboschoenus-Heleocharis palustris* ass. Soó 39a, 47b, Timár 57c (cons.); *Heleocharidetum palustris* Soó 33c et auct. nonn.)

c) *phragmitetosum* (*Scirpetum maritimi* fac. *Phragmites* Wendbg. 43, 50, *Phragmitetum* Rpcs. 27a, b, Soó 33a, Máthé 33, Ujv. 37 ; *Bolboschoenetum* cons. *Phragmites* Soó 47b, Timár 57c ; cf. *Phragmitetum comm. subass. halophilum* Pign. 53)

d) *typhetosum angustifoliae* (*Typhetum angustifoliae* Soó 33c, Ujv. 37, *Bolboschoenetum cons. Typha angustifolia* Soó 47b, Timár 57c

dd) *t. latifoliae* (Timár 57c.)

e) *schoenoplectetum tabernaemontani* (*Phragmitetum* cons. *Schoenopl. tabern.* Soó 33c, Ujv. 37 ; *Bolboschoenetum* cons. *Schoenopl. tabern.*

Soó 47b T, Tımár 57cT, *Schoenopl. tabern.* Rpcs 27a, b, Soó 27, 28a, 30a, 33a, 34d, 47a, b, 51b ; *Scirpeto-Ph. schoenoplectosum tabern.* Sillinger 33 ; *Scirpetum maritimi* fac. *Schoenopl. tabern.* Wendbg. 43, 50, *subass. Scirpus tabern.* Pign. 53 ; *Scirpeto-Ph. scirposum tabern.* Sauer 37)

f) *cyperetosum monti* Slavnić 56 T

g) *alismatosum lanceolati* (Timár 57cT, *Bolboschoenetum* cons. *Alisma lanceolatum*)

Areal : Alkalisümpfe des Alföld und Siebenbürgens, die subass. cyperetosum monti nur in Slawonien. Ausserhalb des Gebiets : **Sparganieto-Chlorocyperetum longi** Horvatić 34, Slavnić 40 (Serbien). Die von Slavnić 48 als Subass. beschriebenen Varianten (a. mit *Aster pannonicus*, b. mit *Rorippa kerneri* und *Beckmannia eruciformis*, c. mit *Butomus umbellatus* und *Alisma plantago-aquatica*) sind Sukzessionsstadien bzw. Übergänge zum *Beckmannion eruciformis* bzw. zum neutrophilen *Phragmition*. Subass. mit *Phragmites* und *Typha latifolia* Slavnić gehört zu c. et d. Vgl. noch Bojko 52, Kárp. ined., Polgár 41, Tımár 52, 53, 54, Todor 48.

Die pannonischen, kontinentalen Brackröhrichte sind weder mit den maritimen, atlantischen (Christiansen, Tx.), noch mit den litoralen mediterranen (Br.-Bl., Pignatti) Assoziationen identisch.

3. Glycerio-Sparganion Br.-Bl. et Siss. 42

Syn. : *Glycerion* Br.-Bl. et Tx. 43, *Sparganio-Glycerion* Ob. (Bachufervegetation)

Glycerieto-Sparganietum neglecti (Br.-Bl. 25) Koch 26

Syn. : *Sparganio-Glycerietum* Br.-Bl. 25 ; *Glycerieto-Sparganietum* subass. *Glyceria fluitans* Tx. 37 ; *Glycerietum fluitantis* Soó 31a, 33a, Eggler 33, Buia 39 etc.

a) *sparganiosum simplicis* Horvatić 31 L
bolboschoenosum Horvatić 31 L

b) *glycerietosum plicatae* (*Glycerietum plicatae* Soó 44a, Oberd. 52 ; *Scirpeto-Glycer. plic.* Balázs 42 n. n.?)

c) *beruletosum* (cons. *Berula, Sium erectum* syn. Soó 27 ; *Beruletum angustifoliae* Roll)

d) *nasturtietosum* (cons. resp. ass. *Nasturtium aquaticum* Soó 28a, 30b, 33a)

e) *epilobietosum* (Koch 26 *Epilobietum mixtum* Soó 27 ; *E. parviflori* Wilczek 35)

f) *leersietosum* (cons. *Leersia, Leersietum oryzoidis* Eggler 33 ; *Phragmitetum* cons. *Leersia* Fekete 56)

g) *catabrosetosum* (*Catabrosetum aquaticae* Rübel Soó 27, 47a, Prodan 44 ; *Catabroso-Glycerietum plicatae* Br.-Bl. 49; *Catabrosa aquatica* ass. Oberd. 56 — ad Bidention)

h) *potam(et)osum* Horvatić 31 L, Koch 26

Areal : Zerstreut, bes. im Tieflande. Mittelgebirge (Bükk : ZÓLYOMI ined., Mátra : Soó 37b, Gödöllőer Hügel : MÁTHÉ 56, KÁRP. ined., Vértes : FEKETE 56, Bakony : TALLÓS 54 T, Balatongebiet : Soó 31a, 33a), Transdanubien (Soó 34dL, PÓCS 57) auch in Kroatien-Slawonien (HORVATIĆ 31) und Siebenbürgen (Soó 47a auch e, g, f Soó 44a auch b). Vgl. noch TIMÁR 52, TÓTH 53. Die subass. nasturtietosum an der Donau, im Mittelgebirge (Sátorgeb., Vértes, Bakony, Balatongebiet) und in Transdanubien (Vas—Zala). Die subass. leersietosum bes. an den grösseren Flüssen des Alföld.
Genauere Analysen erwünscht!

4. **Magnocaricion elatae** (Br.-Bl. 25) Koch 26, Br.-Bl. 47.

Syn. : *Magnocaricetalia* Pign. 53, *Magnocaricion eurosibiricum* Tx. et Prsg. 42, *Caricion elatae* Soó 30b, *Parvocaricion* Soó 30b p. p.
(Grosseggenrieder)

1. **Cladietum marisci** All. 1922 **balatonicum** Soó nom. nov.

Syn. : *Cladicetum* Mágócsy 1914 ; *Cladietum* Soó 32a L, ZÓLY. 34 L ; *Mariscetum serrati* Zobrist 35 ; *Cladium* Bestände Soó 40, 41.

b. *phragmitetosum* (*Scirpeto-Phragmitetum cladiosum marisci* Sauer 37 ; *cladietosum* Soó 49 T! ; *Phragmites-Cladium* ass. Soó 30a ; *Phragmitetum* subass. Soó 33a ; *Cladietum* Kovács 55b T ; *Phragmito-Cladicetum* Prodan 44 [p. 349])

c. *schoenetosum* (*Schoenus-Cladium* ass. Soó 28a, 30b L, 33a, POLGÁR 37 ; *Schoenetum mariscosum* Koch 26 ; *Phragm.-Cladic.-Schoenetum* Prodan 44 l.c.)

d. *caricetosum elatae* (*Caricetum elatae cladietosum* Libbert 32)

Areal : Grosse Bestände einst südlich vom Balatonsee, auch in der Kleinen Tiefebene (vgl. BOJKO 52, ZÓLY. 34), in Kom. Zala (PÓCS ined.), im Donaugebiet im Verschwinden. Eingehend behandelt von MARGIT KOVÁCS 55b.
(Schneidebinsenrieder)

2. **Juncetum maritimi balatonicum** Soó (30b) 47b L, 51b

Syn. : *Juncus maritimus* ass. Soó 28a, 30b L, 33a non *Juncetum maritimi* (Rübel 30) Pign. 53, nec *Juncetum maritimi* Tx. 32.

Areal : Ufer des Balaton und des Neusiedlersees. Unsere Gesellschaft ist weder mit der atlantischen (Tx.) noch mit der mediterranen (Pign.) identisch und gehört wohl kaum zum echten *Juncion maritimi* B.-Bl. 31 Verband, wie ich früher angenommen habe. Ich stelle sie neben das *Cladietum marisci*, mit dem sie eine ähnliche Verbreitung hat.
(Meerbinsenrieder)

3. **Calamagrostetum neglectae hungaricum** Soó (38) 55, 55b

Sn.: *Calamagrostidetum neglectae* (*Calamagr. neglecta* ass.) Soó 33b, 36b, 38aL)—b, 40, 41, 55 L, 55b

a. *caricosum elatae* (*caricosum hudsonii* Soó 38a—b ; *c. elatae* Soó 56)

b. *caricosum pseudocyperi* (Soó 38a—b, 55)

Areal: Nur im Norden des Alföld (Nyírség). Unsere *Calamagrostis neglecta* Bultengesellschaft gehört zu *Magnocaricion* und hat mit dem borealen *Calamagrostion neglectae* Verband (*Calamagrostetum neglectae* Tengwall 20) nicht zu tun. Vgl. Soó 54.
(Moorreitgrasbulten)

4. **Caricetum elatae** (Kerner 1858, 1863) Koch 26

Syn.: *Caricetum hudsonii* Soó 27 et auct. hung. — *C. strictae* auct. (non *C. elatae* Tallós=*C. acutiformis*.)
— *trifolietosum, brizoidetosum (caric. brizoidis)* Pócs 57
— *sphagnetosum platyphylli* Pócs 57, Boros
— *potamosum graminei, agrostidosum albae, phragmitosum, glyceriosum aquaticae, phalaridosum arundinaceae* Koch 26
— *typhosum latifoliae* Sauer 37
Die von Koch und Sauer beschriebenen Fazies sind Sukzessionsstadien (Übergänge von *Potamion* bzw. *Phragmition* zum *Caricetum elatae*), oder selbstständige Assoziationen (s. weiter) Komplexbildung mit *Menyanthes*-Schlenken.

Areal: Alföld, einst weit verbreitet, Transdanubien (zerstreut), Mittelgebirge (selten, mehr an den Rändern). Vgl. Soó 28a, 30a, 33a L (Balatongebiet), 34d (Kl. Tiefebene), 36b, 38a L b, (Nyírség), 40, 41, 41b (Sátorgeb.), 27, 47a (Kolozsvár) 45, 51b, 55b ; Borhidi ined. (Somogy), Hargitai 37, Horánszky ined. (Pilis-Geb.), Horvatić 31 L (Slawonien), Kárp. ined. (Donau—Theiss Zwischenstromgebiet), Komlódi (Ócsa) ined., Kovács 57 T (Neograd—Tápiótal), Máthé 56 L (ebenda), Polgár 41 (Kl. Tiefebene), Pócs 57 (Vas—Zala), Simon 50, 57 (Nordtiefland), Todor 48 p.p. (Torda), Timár 52, 53 (Theissgebiet), Zólyomi 34 L (Hanság), 39b L (Vas). *Menyanthes*-Komplexe in Nyírség (Soó l.c.) und im Donau—Theiss Zwischenstromland (Komlódi, ined.). Übergang zum *Caricion canescentis-fuscae:* subass. *sphagnetosum* im Praenoricum. Kom. Vas und Zala (Zólyomi 39, Pócs ined.).
(Bultenseggen-Ges., Zsombékmoore)

5. **Caricetum acutiformis-ripariae** Soó (27) 30a L, 32b, 33a, 38 L, 44a, 47a, 49T, 53, 55 L, 55b

Syn.: *Caricetum acutiformis-gracilis* Soó 27 p.p.L!, 51b ; *C. acutiformis* Soó 28a, Eggler 33, Walter 29 L, Zólyomi 34 et auct. hung. ; *C. elatae*

caricetosum acutiformis Koch 26, SAUER 37 ; *C. hudsonii* cons. *C. acutiformis-ripariae* Soó 36b, 38a—b ; *C. acutiformis-ripariae-nutantis* Ujv. 37 ; *C. acutiformis-ripariae* Kovács 55 T, 57 T ; *C. acutiformis* incl. *C. gracilis-ripariae* Soó 34d ; *C. elatae* Todor 48 p.p., TALLÓS 54 T non *C. acutiformis* All. 22, nec *C. acutiformis-paniculatae* Vlieger 42 . (phytocoenosis atlantica)

a) *caricetosum acutiformis* (cons. *C. acutiformis* Soó 47a, 49 ; *C. acutiformis auct.* p.p.)

b) *caricetosum ripariae* (cons. *C. ripariae* Soó 47a, 49 ; *C. ripariae* Soó 28a, ZÓLY. 31, UJV. 41 L et auct.; *C. inflato-vesicariae caricetosum ripariae* Horvatić 31 L, SAUER 37 ; *C. hudsonii* cons. *C. riparia* Simon 50 L)

c) *caricetosum buekii* (cons. *C. buekii* Soó 47a, 49)

d) *caricetosum melanostachyae* (cons. *C. nutantis* Soó 47a, 49 ; *C. gracilis-nutantis* Soó 40, 45, p.p.; *C. melanostachya* ass. Balázs 43 L ; *C. nutantis* auct.)

e) *scirposum silvatici* (*Carex acutiformis* ass. *Scirpus silvaticus* fac. Soó 49 ; *Scirpus s.-C. acutif.* ass. Csürös 47)

f) *eriophorosum latifolii* (Soó 38, 47a, 49 Übergang zum *Cariceto flavae—Eriophoretum*, Kovács 57 T cons.)

g) *eleocharosum palustris* (Kovács 57 T cons., *Heleocharidetum palustris* auct. hung. p.p. *heleocharidosum* Soó 38 : s. unten)

h) *glyceriosum maximae* (Kovács 57 T cons..)

i) *juncosum subnodulosi* (Soó 30a L)

Übergänge bzw. Sukzessionsstadien zu Moor- und Sumpfwiesen, letztere zuerst als *Caricetum acutiformis agrostidosum* Soó 38 beschrieben, hierzu auch *C. acutif. heleocharidosum* Soó 38 — diese gehören mehr zum *Agrostion albae (Agrostetum albae caricetosum acutiformis)*. Nach KOVÁCS ebenso Übergänge zum *Caricion davallianae* bzw. *Molinion*, auch zum *Angelico-Cirsietum oleracei.*

Areal : Verbreitet, bes. im Tieflande, aber auch in Siebenbürgen. Vgl. noch BALÁZS 43c, 51b, KÁRP. ined., KOMLÓDI ined., POLGÁR 41, PÓCS 57, MÁTHÉ 56 L, SIMON 57, WALTER 29
(Sumpfseggen-Ges.)

6. **Caricetum gracilis** (Gräbn. et Hueck 31) Tx. 37

Syn. : *C. acutiformis-gracilis* Soó 27 p.p., 51b ; *C. gracilis-nutantis* Soó 40, 45 p.p.; *C. elatae caricetosum gracilis* Koch 26, HORVATIĆ 31 L ; *C. inflato-vesicariae caricetosum gracilis* Horvatić 31 L (Übergang) ; *C. tricostatae-vulpinae* Horvatić 30 T p. min. p.
C. tricostato-vulpinae Horvatic umfasst z. T. *C. gracilis*, z. T. *C. vulpinae (caricosum vulpinae)*, ferner Sukzessionsstadien zum *Deschampsietum*

caespitosae (die Fazies *juncosum effusi*, *gratiolosum officinalis*, *caricosum distantis*) zum *Alopecuretum pratensis (alopecurosum)*, während die subass. *equisetetosum palustris* mehr schon als subass. *caricetosum vulpinae* der Ass. *Deschampsietum* anzugehören scheint (s. dort). Übergänge zum *Agrostetum albae* werden von KOVÁCS beschrieben.

— faz. *Ranunculus repens*, *Trifolium hybridum*, *Agrostis alba* Kovács ined.

— *glyceriosum maximae* (*aquaticae* Horvatić)

— *galiosum palustris* (Horvatić)

— *leersiosum* (*Caricetum gracilis* cum *Leersia* Timár 53)

Areal : Alföld, bes. im Süden (vgl. TÓTH 53, TIMÁR 52, 53, 54, JANKOVIĆ 54, KÁRP. ined.), aber auch in Transdanubien (Soó 34d, UJV. 47 L), seltener an den Rändern des Mittelgebirges, z. B. Sátorgeb. (Soó 40b), Neograd—Cserhát, Gödöllőer Hügel (MÁTHÉ 56 L, KOVÁCS 57 T), Budaer Berge (ZÓLY. ined.) Auch in Siebenbürgen (BALÁZS 42).

7. **Caricetum vulpinae** Soó 27 L, NOWINSKI 28, TX. 47

Syn. : *Caricetum elatae caricetosum vulpinae* Koch 26 ; *C. tricostatae-vulpinae caricosum vulpinae* Horvatić 30 T, 31 L ; *C. gracilis* cons. *C. vulpinae* Kovács 57. (Übergang) ; *C. intermediae* cons. *C. vulpinae* Soó 38a L b; *C. vulpinae-distichae* Soó 44a p.p.

Areal : Alföld, z. B. Nyírség (Soó 36b, 38a—b, 51, 53), Slawonien (HORVATIĆ 30), Transdanubien z. B. Balatongebiet (Soó 28a, 32b, 33a), Vas (Soó 34d), Mittelgebirge, z. B. Pilis-Geb. (HORÁNSZKY ined.), Neograd (MÁTHÉ 56 L, DOMIN Veda Prir. XII.), Börzsöny (PÓCS ined.), auch in Siebenbürgen (Soó 27, 44a).

8. **Caricetum distichae** (Nowinski 28) Soó 55

Syn. : *Caricetum intermediae* Nowinski 28, Soó 36b, 38a L b, 53, 55 L, 40, 41 ; *C. acutiformis* cons. *C. intermediae* Soó 36b ; *C. vulpinae-distichae* Soó 44a p.p. ; *Agrostis alba—Carex disticha* ass. Balázs 42 ex 48 c L ; *C. disticho-gracilis* Duvigneaud 49 (p.p.?) ; *C. acutiformis-gracilis* cons. *C. disticha* Soó 51b

Areal : Zerstreut, beschrieben vom Norden des Alföld (Nyírség — Soó l.c. — Szatmár-Ebene BALÁZS 43c), Donau—Theiss Zwischenstromland (KOVÁCS ined.), bekannt auch aus Siebenbürgen (Soó 44a).

6.—8. stehen einander nahe und können auch als Konsoziationen derselben Assoziation aufgefasst werden. Sie gehen vielfach in Molinion (bes. 8.), oder Agrostion (bes. 6., 7.) Gesellschaften über.
(Sumpfwiesenseggen-Ges.)

9. **Caricetum inflato-vesicariae** Koch 26

a. *caricetosum inflatae* Tx. 37 (*C. rostratae* auct., RÜBEL 12, EGGLER 33 etc.; *C. inflatae* KNAPP Schmidt et auct.; *C. vesicariae* cons. *C. inflatae* Soó 38a—b, 49)
b. *caricetosum vesicariae* Tx. 37, Sauer 37 (*C. vesicariae* Soó 34d, 36b, 38a L b, 40b, 49, ZÓLY. 31, EGGLER 33 et auct.)

Areal : Die Konsoz. *C. inflatae* montan, so selten im Mittelgebirge (z. B. Sátorgeb., Gömör, Bükk, Cserhát, Pilis-Geb., Bakony), in Transdanubien nur in Zala (PÓCS 57), im Alföld aus der Nyírség beschrieben. Die Konsoz. *C. vesicariae* ist viel verbreiteter, bes. im Tieflande, so vgl. noch BALÁZS 42, BORHIDI ined., JEANPLONG ined., HORVATIĆ 31 L, Soó 40, 41, 47a, 49, 44a, 45, 51b, 53, 55 L, SIMON 57.
(Schlenkenseggenges.)

10. **Caricetum paniculatae** Wangerin 16, Soó 27

Syn. : *Caricetum elatae caricosum paniculatae* Sauer 37 ; *C. paniculatae-paradoxae* Soó (34d), 47a, 49 T, 44c, 45, 51b p.p., cons. *C. paniculatae* Kovács 57

Areal : Wenig bekannt, kommt in Moorwiesengebieten vor, beschrieben aus Siebenbürgen (Kolozsvár, Ostsiebenbürgen), Mittelgebirge (KOVÁCS 56 ined.), erwähnt aus Transdanubien.

11. **Caricetum appropinquatae** Tx. 47

Syn.: *C. elatae caricetosum paradoxae* Koch 26 ; *C. paradoxae* auct. hung., HARG. 37, 42 L, MÁTHÉ 56 L, Soó 40, 41 ; *C. paradoxae drepanocladosum* Soó 36b, 38a L b, 51, 55 L, 55b, ap. ASZÓD 36 L ; *C. paniculatae-paradoxae* Soó cons. *C. appropinquatae* Soó 47a, 49, *C. paradoxae-paniculatae* "Soó" ap. KOVÁCS 57 T.

— *caricosum pseudocyperi, c. elongati* (*C. paradoxae* cons. *C. pseudocyperi* et *C. elongatae* Soó 36b, 38b, facies Soó 38a)
— *caricosum inflatae* (*C. paniculatae-paradoxae* cons. *C. inflatae* Soó 47a, 49)
— *phragmitosum* (Harg. 42b L)
— *juncosum subnodulosi* (Kovács ined.)

Areal : Zerstreut im Mittelgebirge und in Transdanubien, seltener in Alföld, gut bekannt aus den Tälern der Gödöllőer Hügel (MÁTHÉ, KOVÁCS), aus dem Moorwiesengebiet des Donau—Theiss Zwischenstromlandes (KOMLÓDI ined.) und der Nyírség (Soó l. c.). Auch in Siebenbürgen. Beide Gesellschaften stehen einander nahe, als Moorbultenseggen-Ges., bilden mit *Menyanthes* Komplexe und entwickeln sich zu Moorwiesen des *Caricion davallianae* oder des *Molinion.*
(Moorbultenseggen-Ges.)

12. **Cariceto-Menyanthetum** Soó (38) 55 L

Syn.: *Menyanthetum* Nowinski 28, Soó 38 et auct. hung.

a) *caricetosum pseudocyperi* (Soó 38a L, b, 53 ; *Cariceto pseudocyperi-Menyanthetum* Soó 55 L)

b) *caricetosum elatae* (*c. hudsonii* Soó 38a L, b, *c. elatae* Soó 53, 55 L : *C. elatae* b.!)

c) *caricetosum inflatae* (*Caricetum inflatae menyanthosum* Sauer 27)

d) *caricetosum appropinquatae* (*caric. paradoxae* Kovács 56 ined., *Caric. paradoxae menyanthosum* Soó 36b, 38b)

e) *phragmitetosum* (Soó 38a L, b, 53 ; *Phragmiteto-Menyanthetum* Soó 55 L)

Komplexe der *Menyanthes*-Schlenken mit Grosssseggen-Ges., auch mit Röhricht.

Areal : Zerstreut im Mittelgebirge und Transdanubien, in Alföld in den Moorwiesengebieten, bes. im Zwischenstromgebiet und in der Nyírség. Vgl. noch HARG. 37, KÁRP. 51 ined., MÁTHÉ 56.
(Fieberklee-Schlenkenges.)

LITORELLETEA Br.-Bl. et Tx. 43.

LITORELLETALIA Koch 26

Litorellion *(uniflorae)* Koch 26

Eleocharetum acicularis (Baumann 21) Koch 26 (*Litorello-Eleocharitetum* Malcuit und *Deschampsietum rhenanae* Oberd.)

Unsere Teichrandgesellschaften gehören zum *Nanocyperion*, so auch das *Eleochareto (acicularis)-Schoenopletum supini* Soó et Ubr. 40, 42, da alle die atlantischen Charakterarten des *Litorellions* vollständig fehlen, es treten sogar ostmediterrane Elemente *(Dichostylis)* auf.

ISOËTO-NANOJUNCETEA Br.-Bl. et Tx. 43

(*Isoëto-Litorelletea* Br.-Bl. et Vlieger 37 p. p.)

V. ISOËTETALIA Br.-Bl. 31

(*Nanocyperetalia* Klika)

1. **Nanocyperion flavescentis** Koch 26
(Schlammvegetation, Zwergbinsengesellschaften)

1. **Centunculo-Anthoceretum punctati** Koch 26, emend. Moor 36 (Syn: cf. MOOR 36)

Areal : Transdanubien, Kom. Zala (PÓCS ined.) Wohl das südöstlichste Vorkommen.
(Ackerfurchenvegetation)

2. **Eleocharetum ovatae** (Hayek 23) emend. Moor 36

Syn.: *E. ovato-atropurpureae* Koch 26 ; *Polygono-Eleocharetum ovatae* Eggler 33 ; *E. ovata-Carex cyperoides* ass. Klika 35 ; *Carex cyperoides* ass. Scherler 18.

b) juncetosum bufonii (*Juncus bufonius-Gypsophila muralis* subass. Mabroz 39)
c) eleocharetosum carniolicae (Pócs 54, Simon ined.)
Areal : An der Theiss im Nordosten des Alföld (Simon, Margittai, nach floristischen Angaben), in Transdanubien (Vas-Zala : Pócs 54, 57) (Teichschlammvegetation)

3. **Eleochareto** *(acicularis)*-**Schoenoplectetum supini** Soó et Ubrizsy 48 T, 51b

Syn.: *Eleocharetum acicularis* Horvatić 30 (non Koch 26), Soó 34d, 36b, 40 ; *Heleocharidetum tibiscense* Soó 41 n. n., vgl. *Eleocharis acicularis-Limosella aquatica* ass. Wdbg.-Zelinka 52
— *eleocharosum* (*Eleocharis acicularis* Reinbestände Ubr. 48 L, facies Timár 57c)
— *schoenoplectosum* (*Schoenoplectetum supini* Soó 36b, 38, 40, 41; *Schoenop. supinus* Reinbestände Ubr. 48 L, cons.)
— *elatinosum* (*Elatine campylosperma-triandra* facies Ubr. 48 T)
— *linderniosum* (*Lindernia pyxidaria* facies Ubr. 48 T)
— *marsileosum* (*Marsilea quadrifolia* facies Ubr. 48 T)
— *peplidosum* (Simon ined.)
Areal : Alföld, neulich in den Reisfeldern weit verbreitet, sonst in den Überschwemmungsgebieten, vgl. noch Simon 50 L, Timár 53, 57c, Kárp. ined. (Reisfeld-Schlammvegetation)

4. **Dichostyleto-Gnaphalietum uliginosi** (Horvatić 31) Soó et Timár 47, 48 L, 50 T, 51b

Syn.: *Cyperetum micheliani* Horvatić 31 L, *Dichostyletum michelianae* Soó 40, 41
— *cyperosum fusci, juncosum bufonii* (Timár 57c als Fazies)
Wohl hierzu als südliche Subass. die *Elatine »hungarica« (campylosperma)—Ammania verticillata* ass. Slavnić 51 T
Areal : Alföld, in Überschwemmungsgebieten, bes. an der Theiss, ihren Nebenflüssen, der Donau, der Drau usw., vgl. noch. Kárp. ined., Simon 57, Timár 52, 53, 54.

4. a. **Lythrum tribracteatum—L. hyssopifolia** ass. Slavnić 51 T

Areal : Alföld, bisher aus dem südlichen (jugoslawischen) Teil bekannt, wohl auch an der Donau und der Theiss in Ungarn, sonst in Mazedonien. Die drei letzten Pflanzengesellschaften sind südosteuropäische vikarierende Assoziationen des *Eleocharetum ovatae.*

5. **Cypereto-Juncetum** Soó et Csűrös (27) 44, 47a, 49 T, 51b

Syn.: *Juncetum mixtum* Soó 27 p. p.; *Cyperetum flavescentis* auct. hung. (Soó 40, 41, 44a, 45, Balázs 42 etc.), Horvatić 31, Pauca 41 L ; *Pycreetum flavescentis* Felf. 50, 51a ; *Junceto-Pycreetum flavescentis* Eggler 33;

Cyperetum fusci Eggler 33, HARG. 37 ; *Nanocyperetum fusci-flavescentis* Soó 34d ; *Carex oederi-Juncus articulatus-J. fuscoater* (ass.) Polgár 37 ; *J. bufonius-Echinochloa crus-galli* ass. Felf. 42 p. p.; *Bidens tripartitus-Polygonum lapathifolium* ass. *Cyperus fuscus* ass. Klika 35 ; *Junceto-Cyperetum* Csürös 47

Verarmte, stark ruderal beeinflusste SO-Variante des *Junceto-Parvocyperetum* Br.-Bl. 20 (*Cyperetum flavescentis* Koch 26) Beziehungen zum *Bidention tripartiti*, bzw. zum *Echinochloëto-Polygonetum lapathifolii* Soó et Csürös 44, 47a, 49 T (*Juncetum mixtum* Soó 27 p. p.), zur Flussbett-Unkrautvegetation. Vgl. noch *Pycreetum flavescentis pauperum et xanthiosum spinosi* Felf. 50. (Übergang zum *Onopordion*).

Areal : Verbreitet, auch in Siebenbürgen. Vgl. noch BOROS 54b, KOVÁCS 55, MÁTHÉ 56 L, TIMÁR 50b T, 52
(Flussufer-Schlammvegetation).

6. **Juncetum tenuis** Schwick. 44, KNAPP 48

Syn.: *Junceto-Trifolietum repentis* Eggler 33; *Plantagini-Juncetum macri* Diem., Siss., Westh. 40 als Stadium, *Cicendietum juncetosum tenuis* Moor 36, Tx. 37

Areal : Adventive Neophytengesellschaft, z. B. in Transdanubien (z. B. Pócs 57), an der Donau!
Vgl. TÜXEN 50, S. 150. Er zieht sie zu *Agropyro-Rumicion crispi* (auch Tx. 55)
(Wegrand-Schlammvegetation)

2. **Verbenion supinae** Slavnić 51

1. **Heliotropio-Verbenetum supinae** (*Heliotropium-Verbena supina ass.*) Slavnić 51 T, TIMÁR 52, 54c T

— *verbenosum* (*Verbena supina* facies Timár 54c T)
— *heliotropiosum* (*Heliotropium supinum* facies Timár 54c T, 57c)
— *amaranthosum* (consoc. *Amaranthus albus* et *A. crispus* Timár 54c T)
— *potentillosum supinae* (*Potentilla supina* facies Timár 57c)

Areal : Alföld, an der Theiss und im Süden (Jugoslawien), ferner in Serbien und Mazedonien.

2. **Pulicaria vulgaris—Mentha pulegium** ass. Slavnić 51 T

Syn.: *Lythreto-Pulicarietum vulgaris* Timár 54c T
— *pulicariosum* (fac. *Pulicaria vulgaris* Timár 54c, 57c)

Areal : Wie die vorige.
(Alkalisee-Schlammvegetation)

MONTIO-CARDAMINETEA Br.-Bl. et Tx. 43

VI. MONTIO-CARDAMINETETALIA Pawl. 28.

1. Cardamineto-Montion Br.-Bl. 25

Syn.: *Cardaminion* Soó 30b
(Azidophile Quellfluren)

1. **Cardaminetum amarae** (Rübel 12) Br.-Bl. 26
— *chrysosplenietosum* BORHIDI ined.

Areal: Mittelgebirge, zerstreut, z. B. Bükk (Soó, ZÓLY. ined.), Mátra (Soó 37b) usw., Transdanubien (Soó 34d : Vas, Pócs 57 : Zala, BORHIDI ined.: Somogy), häufiger in Siebenbürgen (BALÁZS 42 T, Soó 27 L, 47a, 49, ferner 30c L, 44a)
Wohl ist die karpatisch-pannonische Gesellschaft als südöstliche geographische Variante vom mitteleuropäischen (typicum) und vom atlantischen (subatlanticum) abzutrennen.
(Bitterschaumkraut-Quellfluren)

2. **Bryetum schleicheri** (Br.-Bl. 26) Koch 28

Areal: Transdanubien, Kom. Zala (Pócs 57). Weitere Verbreitung festzustellen, die Leitart noch um Budapest.
(Bachmoosfluren)

2. Cratoneurion commutati Koch 28

(Basophile Quellfluren)
Cratoneuretum commutati hungaricum Soó nom. prov.

Areal: Bükk (ZÓLY. ined.), Balatongebiet (KOVÁCS ined.) Kalkquellfluren kommen im Mittelgebirge, sowie auch in Transdanubien vor, wurden aber bisher zönologisch wenig untersucht.

SCHEUCHZERIO-CARICETEA FUSCAE (Nordh. 36) Tx. 37

VII. SCHEUCHZERIETALIA PALUSTRIS Nordh. 36.

Rynchosporion albae Koch 26

Syn.: *Scheuchzerion palustris* (Nordh. 36) Tx. 37
(Moorschlenkengesellschaften)
Rhynchosporetum albae Koch 26 **croaticum** Horvat 39,50

Areal: Transdanubien, Kom. Zala (Pócs 57) Über früheres fragmentarisches (?) Vorkommen im Mittelgebirge cf. Soó 54, 55b
(Schnabelsimsenges.)

VIII. CARICETALIA FUSCAE Koch 26 emend. Oberd. 49

(*C. goodenoughii* Nordh. 36 p. p., *Drepanocladetalia annulati* Krajina 33)

Caricion canescentis-fuscae (Nord. 36) Tx. 37

Syn. : *Caricion fuscae* Koch 26 p. p. (p. p. *C. davallianae !*) ; *C. canescentis-goodenoughii* Nordh. 36 ; *Drepanocladion exannulati* Krajina 33 ; *Eriophorion scheuchzeri* Hadač 39 ; *Caricion lasiocarpae* Vanden Berghen 52
(Azidophile Zwischenmoore)

1. **Cariceto lasiocarpae-Sphagnetum recurvi** (Zóly. 31 L), Soó 54 T, 55b

Syn.: *C. lasiocarpae sphagnetosum* Schwick. 42, *sphagnosum* Soó 44a ; *Sphagnum recurvum* ass. Soó 40 (*Sphagnetum recurvi* Soó 41) p. p.; *Sphagneto-Caricetum lasiocarpae* Soó 45, 51b, Zóly. 52 ; *C. lasiocarpae—Sphagnetum palustris betulosum* Simon 53, 54 ; *Betuletum pubescentis sphagnosum* Soó 34a p. p.

— *sphagnosum palustris* (Soó 54)

— *caricosum acutiformis* (Soó 54, *Carex acutif.—Sphagnum* ass. Zóly. 31 L)

— *caricosum inflatae* (*Carex rostrata—Sphagnum recurvum* ass. Zóly. 31 L)

— *menyanthosum* (*Menyanthes trifoliata—Sphagnum recurvum* ass. Zóly. 31 L)

Vertreter des *Caricetum lasiocarpae* Koch 26 (atlantisch-mitteleuropäisch) im karpato-pannonischen Raum. Weitere Caricion canescentis-fuscae Gesellschaften, wie *Cariceto canescentis-Agrostetum caninae* Tx. 37 und *Caricetum diandrae* (Lutz et Pl.) Prsg. nur in den Karpaten.

Areal : Mittelgebirge (Kom. Gömör : Zóly. 31), Alföld, im Nordosten (Simon 53, 54 L), auch in den Ostkarpaten (Soó 44a).
(Fadenseggenmoore)

2. **Cariceto echinatae—Sphagnetum recurvi-palustris** Soó (34) 54

Syn.: *Carex echinata—Sphagnum* ass. Soó 40, Zóly. Bot. Közl. 1940. p. 95 ; *C. echinata-Sphagnum palustre* ass. Zóly. Bot. Közl. 1944. 166 ; *Sphagnetum mixtum caricosum echinatae* Soó 34d, *Sphagneto-Caricetum echinatae* Soó 45, *C. echinatae sphagnosum* Soó 41, 54a T, Balázs 42 T ; *Sphagnum-Nardus-Carex stellulata* (ass.) Pauca 41.

— *caricosum fuscae*, *c. inflatae*, *eriophorosum latifolii*, *juncosum effusi* (alle fac. bzw. cons. Balázs 42)

— *magnocaricetosum* (Pócs 57)

— *molinietosum* (*Molinietum* Pauca 60 T *Junceto-Molinietum juncetosum effusi sphagnosum* Kovács ined.)

Areal : Mittelgebirge (Sátorgeb.: Soó Bot. Közl. 1938, 326), Transdanubien (Vas—Zala—Somogy, Soó 34d, Boros plur. 10c, 24, 26, 43, Pócs 57),

in Siebenbürgen z. B. Meszesgeb. (Balázs 42 T), Bihargeb. (Soó 43c), Seklerland (Soó 44a).
(Igelseggenmoore)

3. **Sphagnetum palustris-acutifolii (pannonicum)** Soó (28) 40, 41, 54

Syn.: *Sphagnum acutifolium-cymbifolium* ass. Soó 28a, 30a L, b. 33a
a) *phragmitetosum* (subass. *Phragmites* Soó 28a, 30a)
— *juncetosum subnodulosi* (subass. *Juncus subn.* Soó 28a, 30a, Übergang zum *Juncetum subnodulosi, J. subnodulosi sphagnetosum* Kovács ined. cf. *Juncetum subnodulosi sphagnosum* Jonas 33)
b) *caricetosum elatae* (Soó 54 als Fazies ; *Sphagneto-Caricetum elatae* Boros 53c, vgl. *Caricetum elatae sphagnetosum platyphylli* S. 333)
c) *molinietosum* (Soó 54 als Fazies, *Sphagnum-Molinia* Polster Zóly. 39a—b L)
Areal : Mittelgebirge (Pilisgeb.-b., Balatongebiet-a.), Transdanubien (Kőszeg-c.)
Vgl. die ausführliche Behandlung des Verbandes in Soó 54 T.

OXYCOCCO-SPHAGNETEA Br.-Bl. et Tx. 43.

IX. LEDETALIA PALUSTRIS Nordh. 36

Syn. : *Erico-Ledetalia palustris* Tx. 37 ; *Erico-Sphagnetalia* Schwick. 40, *Sphagnetalia* Pawl. 28, *Krajina* 33 p. p. ; *Sphagno-Ericetalia* Br.-Bl. 49 *Sphagnetalia fusci* Tx. 55

Sphagnion fusci Br.-Bl. 20, Schwick. 33.

Syn. : *Sphagnion continentale* Schwick. 40 (Unterverband) ; *Oxycocco-Ericion* auct. (Br.-Bl. et Tx.) non Nordh. 36 (*Sphagnion atlanticum* Schwick. 40) ; *Vaginato-Sphagnion europaeum* Duvign. 49 ; *Oxycocco-Sphagnetum* Knapp 48; *Eriophorion vaginati et Sphagnion cuspidati* Krajina 33 p. p.
(Hochmoore)

Eriophoreto vaginati—Sphagnetum recurvi-magellanici Soó (27) 54 T, 55b

Syn.: *Eriophoretum vaginati* Soó 27 L ; *E. v.-Sphagnetum mixtum* Soó 27b ; *E. v. sphagnetosum* Soó 44a ; *Sphagneto-E. v.* Pop 32, Klika et Šmarda 44, Soó 45 ; *Eriophoreto-Sphagnetum fusci, medii* Soó 44a ; *E.-Sph. recurvi betulosum* Simon 54, 54 ; *E. v. dacicum* Borza 34 ; *E. v. tatricum* Krajina 33 (ein Gemisch von austrocknenden Übergangstypen zwischen *Eriophoretum vaginati* u. *Caricion curvulae*! cf. Soó 55b) ; *E. polystachyum—Sphagnum recurvum-medium* ass.; *E. v.-Sph. recurvum* ass., *Polytrichum strictum* Bulten, *Betula pubescens–Sph. recurvum* ass Zólyomi 31b (Soziationen!) ; *Betuletum pubescentis sphagnetosum* Zóly. 52

non *E. v.-Sph. recurvi* Duvign. 44, nec *Sph. fusci* Luquet, nec *Sph. magellanici* (Malcuit) Höhr. (*Sph. medii-rubelli* Schwick.)
Die Ass. im weiteren Sinne wurde zuerst wohl von Lorenz 1858 beschrieben, später von Weber (1902 *Vaginato-Sph. recurvi)*, dann von Libbert (1932 *E. v.-Sph. medii)* usw. Unsere Ass. ist die karpatische Variante.
— *sphagnosum recurvi, sph. recurvi-magellanici*
— *polytrichosum*
— *eriophorosum vaginati, er. polystachyii* (vgl. Zóly. 31, Soó 54)

Areal : Nord- u. Ostkarpaten, in Ungarn nur am Nordrand des Mittelgebirges (Kom. Gömör, fragmentarisch — Zóly. 31) und des Alföld (Kom. Bereg : Simon 53, 54 L)
(Wollgras-Hochmoore)
Vgl. die ausführlichere Behandlung des Verbandes in Soó 54 T.

NARDO-CALLUNETEA Prsg. 49

X. NARDETALIA Oberd. 49

Nardeto-Agrostion tenuis Sill. 33

Syn.: *Nardion* Pawl. 27 p. p.; *Violio-Nardion* Oberd. 50 p. p., Soó 50, 51b (mehr atlantisch, wie auch *Nardo-Galion saxatilis* Prsg. 51)
— non *Agrostideto-Festucion rubrae* Puşcariu 1956 — *Triseto-Polygonion* Br.-Bl. et Tx. 43.
Die subalpinen *Nardeten* gehören zum Verband *Nardo-Trifolion alpini* Prsg. *(Eu-Nardion* Br.-Bl. p. p., *Nardion* Pawl. p. p.)
(Montane Magerrasen)

1. **Agrostetum** *(Agrostidetum)* **tenuis** (Szafer, Pawl., Kulcz. 23)

Syn.: *A. vulgaris* Szafer etc. 23 ; *A. tenuis* Soó 27, 50, 51b ; *A. capillaris* Soó 40, 41, 45 ; *Agrostis vulgaris-Gladiolus imbricatus* ass. Br.-Bl. 30 ; *Anthoxantheto-Agrostidetum tenuis* Sill. 33 ; *A. tenuis-Deschampsia caespitosa* ass. Soó 30c
(Praealpine Magerwiesen)

B. **Poeto** *(angustifoliae)*-**Agrostetum** Soó
Syn.: *Agrostideto-Brometum* Soó 27 L p. p.; *Poeto-Agrostidetum capillaris* Csűrös et Soó 47a, 49 T.
— cons. *Poetum angustifoliae, Agrostidetum capillaris, Festucetum sulcatae,* fac. *Poa bulbosa* Soó 46a, 49
Sekundäre Magerrasengesellschaft, gehört wohl zu *Cynosurion.*
(Siebenbürgen)

C. **Agrostetum tenuis pannonicum** Soó nom. nov.
Syn.: *Agrostidetum tenuis* Soó 28a, 30a L, 34d

— *holcetosum*, *helianthemetosum* Pócs 57.
— *agrostetosum caninae* (*Agrostis canina* ass. Harg. 42 T)
— *deschampsietosum flexuosae* Soó (*Deschampsietum flexuosae* Balázs 42 T., Ujv. 44),
— *festucetosum sulcatae*, *avenastrosum pratensis* Horánszky ined.
Areal : Transdanubien (Vas-Zala) bis zum Balatongebiet. Mittelgebirge, z. B. Pilisgeb. (HORÁNSZKY ined. T), Mátra (Soó 37b), Bükk, Gömör (ZÓLY. ined.), Sátorgeb. (Soó 40b, HARG. 42), ob identisch?
b) *festucetosum capillatae* Pócs 57
Syn.: *Festucetum capillatae* Horvat 31 L ; *Nardeto-Festucetum capillatae* Klika—Šmarda 43
(Trockene Straussgraswiesen)
Die montanen Magerwiesen sind in Ungarn noch kaum bekannt, Bearbeitung nötig.

2. **Nardeto-Festucetum ovinae** Dostál 33

Syn.: *Nardetum strictae* Soó 30c, 34d, 37b, 40b, 41, 45 et auct. hung.; *Festuco ovinae-Nardetum* Soó 50, 51b ; *Nardetum montanum festucetosum ovinae* Zóly. 34, 36 T ; *Nardetum strictae festucetosum ovinae* Soó 44a
— *calamagrostetosum* (*Nardus s.-Cal. arundinacea* ass. Paucă 41 T)
— *festucetosum valesiacae*, *caricetosum humilis* (?) Dostál 33
— *agrostetosum tenuis* (Dostál 33, HORÁNSZKY ined.)
B) *festucetosum ovinae* (*Festucetum ovinae nardetosum* Zóly. et Jakucs ined.) Übergang zum *Trisetetum flavescentis*, mit *Arrhenatherion*-Elementen. (Bükk-Gebirge)
Areal : Mittelgebrgie, Pilis—Visegrád-Geb. (BOROS 53c, HORÁNSZKY ined. T. Börzsöny (PÓCS ined.), Mátra (Soó ap. ZÓLY. 36 L, 37b, KÁRPÁTI Z. 52), Bükk (Soó 30e, ZÓLY. 36, JAKUCS ined.), Tornaer Karst (DOSTÁL 33, JAKUCS 54b), Sátorgeb. (Soó 40b, HARG. 42 T, 43c L), Transdanubien : z. B. Vas (Soó 34d). Auch »*Hygronardetum*« (JAKUCS 54a)
Anm. MIKYSKA (33 Schemnitzer-Geb.) unterscheidet nach Entwicklungsstadien ausser dem typischen *Festuca ovina* St. noch *N. herbosum* (Initialst.), *N. degradatum*, *N. destructum*. Das *Nardetum callunetosum* (*Nardeto-Callunetum* Smarda 53, Klika-Śmarda 54) führt zum folgenden Verband.
(Montane Borstgraswiesen)

XI. CALLUNO-ULICETALIA (Quentin 35) Tx. 37

(*Calluno-Genistetalia* Schwick. — *Calluno-Ulicetea* Br.-Bl. et Tx. 43)

Calluno-Genistion (Tx. 37) Knapp et Tx. 42, Duvign. 44
Syn. : *Ulicion* auct.

Calluno-Genistetum germanicae (Horvat 31) Soó nom. nov.

Syn.: *Calluneto-Genistetum* Horvat 31 L, *croaticum* Horvat 42

a) *typicum (callunetosum)* (*Callunetum vulgaris* Soó 34d, 40, 41 et auct. hung.)
b) *caricetosum fritschii* (*Calluna vulgaris—Carex fritschii* ass. Zóly. ap. Jáv. 40)
c) *myrtilletosum* (*Callunetum myrtilletosum* Soó 41a L, 45 ; *Vaccinietum myrtilli* Soó 34d, 40, 41 ; *Vaccinium myrtillus—Calluna* ass. Eggler 33; *Callunetum vacciniosum* Zóly. ap. Jáv. 40)
d) *betuletosum* (*Betulo-Callunetum* Zóly. ap. Jáv. 40, Soó 50a, 51b, Jakucs 54, Károp. 55)
e) *quercetosum* (*Querceto-Betuletum callunetosum* Zóly. l. c.)
f) *juniperetosum* (*Betuleto-Juniperetum* et *Juniperetum callunetosum* Zóly. l. c., Jakucs 54)
g) *molinietosum* (*Calluna-Molinia* ass. Eggler 33)

Unsere *Calluna*-Heiden sind durch Zerstörung (Schlag, Weide) der azidophilen Eichen-[und Buchen-]wälder (*Luzulo-Quercetum* bzw. *Luzulo-Fagetum*) entstanden, während die atlantischen Heiden (*Calluneto-Genistetum* Tx. 37) Derivate von *Querceto roboris-Betuletum*, die mitteleuropäischen Bergheiden (*Calluneto-Antennarietum* Tx. 37) durch Degradation aus dem *Querceto petreae-Betuletum* entstanden sind.

Areal : Mittelgebirge (Sátorgeb., Soó 40b, Tornaer Karst, W-Bakony : Uzsa, Balatongebiet : Kisőrs (Jáv. 40), Transdanubien (Sopron, Vas, Zala). Auch in Siebenbürgen (z. B. Soó 44c)
(Heidekraut-Ginster-Heiden)

MOLINIO-JUNCETEA Br.-Bl. 49, 51

(*Molinio-Arrhenatheretea* Tx. 37 p. p. (Br.-Bl. et Tx. 43 p. p.)

XII. CARICETALIA DAVALLIANAE Br.-Bl. 49

(*Tofieldietalia* Prsg. ap. Oberd. 50 — *Eu-Caricetalia davallianae* et *Schoenetalia* Pign. 54 — *Molinietalia* auct. p. p., sic Soó 40, 41, 50a, 51b, Klika 55, Oberd. 56 p. p.)

Diese Ordnung wird öfter in die Klasse *Scheuchzerio-Caricetea fuscae* eingereiht, obwohl die Kalkflachmoore mit den Streuwiesen — *Molinietalia* — in engster Beziehung stehen (Kontaktgesellschaften, Komplexbildung, Übergänge, Sukzessionsstadien), darauf habe ich mehrfach hingewiesen, z. B. Soó 31a, 33a, 33b, 54.

1. Caricion davallianae Klika 34

Syn.: *Parvocaricion* Soó 30b p. p.; *Schoenion ferruginei* Nordh. 36 ; *Schoenion continentale* Pign. 54 ; *Eriophorion latifolii* Br.-Bl. et Tx. 43 sensu

lato ; *Calthion palustris* Oberd. 56 p. p., — non Tx.; *Epipacto-Schoenion ferruginei* Duvigneaud 49.
(Basophile Flachmoore)

1. **Caricetum davallianae** (Br.-Bl. 24, Dutoit 24) Koch 28 **pannonicum** Soó nom. nov.

Syn.: *Sesleria uliginosa*-Komplex *Carex davalliana* typ. Soó 28a, soc. Soó 33a
— *blysmosum* (Kuhn 37 *Blysmus* facies Koch 26)
— *eriophorosum* (*Eriophorum* facies Koch 26, BORHIDI 56)
— *caricosum paniceae* (*Carex panicea* facies, BORHIDI 56, KOVÁCS ined.)
— *c. distantis* (*Carex distans* facies, BORHIDI 56)
— *c. elatae, c. acutiformis, c. appropinquatae, cladiosum marisci* (Kovács ined.)
— *holcosum lanati* (Kovács ined.)
b) *juncetosum subnodulosi* (*C. davalliana-Juncus subnod.* Komplex Borhidi 56, *Juncus subnod.* facies Zóly. 51b)
c) *seslerietosum* (Klika 41)
d) *caricetosum flavae* (*Carex flava-Eriophorum latifolium* consoc. Borhidi 56 T, MÁTHÉ 56 L)
— *caricosum fuscae* (KOVÁCS ined.) Übergänge zum Eriophorion.
e) *equisetetosum variegati* (Kovács ined., *E. variegatum* Ges. Oberd. 56)

Areal : Mittelgebirge so in Neograd-Gödöllőer Hügel (MÁTHÉ 56 L), Vértes (KOVÁCS), Bakony (TALLÓS 54), Balatongebiet (Soó), Transdanubien, z. B. Sopron (Soó 41b), Vas (Soó 34d), Zala (Pócs 54, NAGY 55 L), Kleine Tiefbene (BORHIDI 55 T), am Nordrande des Donau-Theiss Zwischenstromlandes (ZÓLY. 51b, Soó, KÁRP. ined.). Die subass. mit *Equisetum variegatum* ist von Pécel und Kom. Zala bekannt (KOVÁCS). Vgl. Soó 40, 41, 45, 50, 51b.
(Seggenflachmoore)

2. **Schoenetum nigricantis** (All. 22) Koch 26 **pannonicum** Soó nom. nov.

Syn. : *Sesleria uliginosa*-Komplex *Schoenus nigricans* typ Soó 28a, soc. Soó 33a
— *phragmitosum* (Horvatič 30, Soó 49)
— *caricosum hostianae* (Kovács ined.)
b) *juncetosum subnodulosi* (*Schoeneto-Juncetum* Soó 32a, *Schoenus n.-Juncus subnodulosus* ass. Soó 30a L, KOMLÓDI ined.)
c) *seslerietosum* (Kovács ined., *Sesleria uliginosa* komplex *Schoenus nigricans* Typ Soó 28)
d) *caricetosum davallianae* (cf. NAGY 55 : Türje)

Areal : Mittelgebirge, nur im Westen (Balatongebiet : Soó 32a, 33a), Transdanubien (Sopron : Soó 41a L, Z. KÁRP. 56), Slawonien (HORVATIĆ 30 L), Wiener Becken — Kleine Tiefebene (DU RIETZ 23, BOJKO 32,

WAGNER 40, TALLÓS 54), als verarmte Variante am Rande des Mittelgebirges und im Moorwiesengebiet des Donau—Theiss Zwischenstromlandes (KOMLÓDI ined., KÁRP. ined.), oft in Übergängen zum *Molinietum* (Sukzessionsstadien, s. *Molinietum schoenetosum)*. *Schoenetum mariscosum* s. *Cladietum schoenetosum*. Vgl. Soó 40, 41, 45, 50, 51b. (Kopfbinsen- o. Schwarzriedmoore)

2.b. **Schoenetum nigricantis transsilvanicum** Soó 47a, 49

Syn.: *Schoenetum nigricantis-Caricetum flavae* ass. Soó 27
b) *cladietosum*, c) *phragmitosum* Soó l. c.
Areal : Siebenbürgen, nur von Kolozsvár bekannt. (Kennarten z. B. *Tofieldia calcyculata*, *Swertia perennis*, *Orchis transsilvanica*, viel *Carex flava*, *Eriophorum latifolium)* vgl. noch PRODAN 44 (p. 342). Das Vorkommen von Szászhermány zeigt aber den Übergang zum *Schoenetum nigricantis* (typicum, *bohemicum* Klika et *pannonicum* Soó) Kennarten : *Pinguicula vulgaris*, *Primula farinosa*, *Polygala amarella* (vgl. ZÓLY. 39a L)

3. **Juncetum subnodulosi** (All. 22) Koch 26 **pannonicum** Soó nom. nov.

Syn.: *Juncetum obtusiflori* auct. (Du Rietz, Koch etc.)
— *caricosum acutiformis (Carex acutiformis-Juncus subnod.* ass. Soó 30a)
— *c. elatae*, *c. flavae*, *c. davallianae* (Kovács ined.)
Areal : Mittelgebirge, nur im Westen (Vértes : BOROS 54b, Balatongebiet : Soó 30a, 32a, 33a), Transdanubien (Sopron : Soó 41a L, 2. KÁRP. 56, Vas: Soó 34d, Zala : PÓCS 54, Türje : NAGY 55 L), Wiener Becken—Kleine Tiefebene (DU RIETZ 23, WAGNER 40, POLGÁR 41, TALLÓS 54), Donau—Theiss Zwischenstromland (Ócsa : KOMLÓDI ined., an der Donau, im Norden : KÁRP. ined.) Übergänge zum *Schoenetum* (s. dort), *Caricetum davallianae* (s. dort), *Seslerietum uliginosae* (*Schoenus-Juncus-Sesleria* ass. bzw. soc. Soó 32a, 33a). Vgl. noch Soó 40, 41, 45, 50, 51b (Binsenflachmoore)

4. **Seslerietum uliginosae (medio-europaeum)** Soó 41a, Klika 43

Syn.: *Sesleria-Molinia* ass. bzw. subass. Soó 32a, ZÓLY. 34 L, ZLATNIK 28 ; *Seslerietum coeruleae* Boros 54b ; *S. uliginosa* Ass. komplex Soó 28 p. p. non *Hygroseslerietum balticum* Palmgren 15
b. *schoenetosum* (*Schoenus-Sesleria-Molinia* ass. bzw. soc. Soó 32a, 33a)
Areal : Mittelgebirge, nur im Westen (Vértes : BOROS 54b, Bakony : BOROS Bot. Közl. 1937. 94, Balatongebiet : Soó 28, 32a, 33a), am Westrand des Alföld—Mezőföld (KOVÁCS ined.), Transdanubien (Sopron : Soó 41a L, Z. KÁRP. 56, Vas: Soó 34d), Wiener Becken—Kleine Tiefebene (DU RIETZ 23, BOJKO 32, ZÓLY. 34, POLGÁR MBL. 1926. 110). In Sieben-

bürgen einzig bei Szászhermány (Herman-Honigberg) — ZÓLYOMI 39a. Vgl. Soó 40, 41, 45, 50, 51b.
Komplexbildung mit den anderen *Caricion davallianae* Gesellschaften und mit dem *Molinietum*.
(Blaugrasmoore)

2. **Eriophorion latifolii** Br.-Bl. et Tx. 43 em. Soó 47a

Der Name soll gleichbedeutend sein mit *Caricion davallianae*, ich brauche ihn zur Bezeichnung der basophilen Bergflachmoore. Die unten angeführten Gesellschaften stehen zwischen *Caricion davallianae* und *C. canescentis-fuscae*.

1. **Cariceto flavae-Eriophoretum** Soó 44a T, 47a, 49 T

Syn.: *Eriophoretum polystachyii-latifolii* Soó 27 ; *Caricetum paniculatae* Harg. 42 T — non aliorum; *C. lepidocarpa—Juncus effusus* ass. Harg. 42 T.
Übergänge zum *Magnocaricion* und *Caricion fuscae*. Hat weder die Kennarten des *Caricion davallianae* noch azidophile Moorpflanzen. Weiter zu überprüfen. Viele Konsoziationen bzw. Fazies :
a) *caricetosum flavae-lepidocarpae* (Soó 47a, 49, 44a, *Carex lepidocarpa—Juncus effusus* ass. Harg. 42 T)
— *caricosum paniceae* (Soó 47a, 49)
— *caricosum buxbaumii* (Soó l. c.)
— *equisetosum palustris* (Soó l. c.)
— *eriophorosum latifolii* (cons. *Eriophoretum latifolii* Soó l. c., HARG. 42)
b) *caricetosum fuscae* (*Caricetum fuscae* Soó 41a L, 43c, 44a, HARG. 42 T)
— *caricosum echinatae* (Soó 44a, *Eriophorum latifolium—C. echinata* cons. Borhidi ined.)
c) *caricetosum paniculatae* (*Caricetum paniculatae* Harg. 42)
— *car. gracilis* (*C. panic. caricetosum gracilis* Harg. 42)
— *car. pseudocyperi* (*C. panic. caricetosum pseudocyperi* Harg. 42)
— *scirposum silvatici* (*Scirpus* s. Bestände Harg. 42)
d) *caricetosum caespitosae* (?*Caricetum caespitosae* Soó 34d)
e) *menyanthetosum* (cons. *Menyanthetum* Soó 47a, 49)
Areal : Mittelgebirge, so im Bükk (Soó, ZÓLY.—JAKUCS ined.), Sátorgeb. (Soó 40b, HARG. 42) und Tornaer-Karst (JAKUCS 54), Transdanubien (Kom. Sopron : Soó 41a, Vas: Soó 34d (?) Zala : PÓCS ined., Somogy : BORHIDI ined.) häufiger in Siebenbürgen (Soó 43a, 44a, 47a, 49)

(Wollgras-Seggenbergwiesen)

2. **Caricetum appropinquatae-echinatae** Soó (54)

Syn.: *Caricetum paradoxa-echinatae* Soó 54 T, BORHIDI ined. Ungenügend bekannte Assoziation, aus der Nyírség beschrieben, auch in Trans-

danubien, Kom. Somogy (BORHIDI). Steht zwischen *Magnocaricion* und *Eriophorion latifolii*, bzw. *Caricion canescentis-fuscae*.

Pflanzengesellschaft zweifelhafter Stellung: **Hirculo-Molinietum coeruleae** Soó (44a) nom. nov.

Syn.: *Molinietum Saxifraga hirculus* subass. Soó 44a, 55b. Weitere Kennarten: *Carex diandra*, *C. dioica*, *C. caespitosa*, *Drosera anglica*, *Salix repens*, usw. in der Nähe *Betula humilis*, *Ligularia sibirica*. Kein *Sphagnum*, nur *Drepanocladus aduncus* (dom.) mit *Camptothecium trichodes*. Etwas ähnlich ein anderer Bestand von *Molinia*, mit *Triglochin palustre* (codom.) *Herminium*, *Ligularia sibirica* (Kolozsvár vgl. Soó 27, 47a, 49)

Areal: Ostsiebenbürgen, Kom. Csik.

XIII. MOLINIETALIA Koch 26

1. Filipendulo-Petasition Br.-Bl. 47.

Syn.: *Petasition officinalis-albae* (Sill. 33) Klika 54; *Calthion* Tx. p. p.; *Adenostylion-Epilobion* Soó (30b. p. p.)
(Hochstaudenfluren)

1. **Petasitetum hybridi** (Dostál 33) Soó 40, 41, 45, 50, 51b
Cirsium oleraceum-Angelica silvestris ass. *Petasites hybridus* subass.

Syn.: Tx. 37 *Petasitetum officinalis* Schwick.; *Petasites hybridus-Aegopodium podagraria* ass. Tx. 47, 56; *Geranio-Petasitetum* Oberd. 56; *Alnus glutinosa-Salix purpurea* ass. Pauca 41 p. p.!; *Petasites hybridus* stad. Klika 42; P. *albus-hybridus* soc. Soó 34d; *P. officinalis* syn. Soó 27

— *caricetosum paniculati* Dostál 33

Areal: Mittelgebirge (z. B. Tornaer-Karst: DOSTÁL 33, Pilis—Visegrád-Geb. BOROS 53c, HORÁNSZKY ined., Mátra: SOÓ 37b, Bükk: SOÓ, ZÓLY. ined., Sátorgeb.: Soó 40b), Transdanubien (z. B. Sopron: KÁRPÁTI 55), häufig in den Karpaten.
(Pestwurzges.)

2. **Filipenduleto-Geranietum palustris** Koch 26, Tx. 37, Soó 40, 41, 55b.

Syn.: *Filipenduletum ulmariae* Soó 27, 34b, EGGLER 33; *Geranium palustre-F. ulmaria* syn. Zóly. 34, 36 L; *Geranieto-Filipenduletum* Soó 45, 47a, 49, 50, 51b, 53, 55, MÁTHÉ 56; *Filipenduletum ulmariae-Cirsietum oleracei* Soó 27 p. p.

Areal: Mittelgebirge, verbreitet!, aber wenig untersucht (Bakony, Cserhát: KOVÁCS ined, Bükk: ZÓLY. l. c., Sátorgeb.), Transdanubien (Vas—Zala: KOVÁCS ined., Pócs 57), Alföld, so in der Nyirség, im Donau—Theiss

Zwischenstromgebiet (ohne *Geranium*, verarmt)! Auch in Siebenbürgen (Soó l. c.)
(Sumpfstaudenfluren)

3. **Angelico-Cirsietum oleracei** (Tx. 37) emend. Soó 40, 41, 45, 50, 51b

Syn.: *Cirsium oleraceum-Angelica silvestris* ass. Tx. 37. s. str.; *Cirsium oleraceum-Polygonum bistorta* ass. Tx. 51 p. p.; *Filipenduletum ulmariae-Cirsietum oleracei* Soó 27 p. p.; *Filipenduletum ulmariae cirsiosum oleracei* Soó 34b.
Areal: Mittelgebirge, zerstreut (z. B. am Rande des Bakony, Bükk Zóly. ined., Gödöllőer Hügel Máthé 56)!, Transdanubien (z. B. Sopron: Kárpáti 55, Vas: Soó 34d, Zala: Pócs 57), Alföld, selten, manchmal im Komplexe mit der vorigen Ass. (z. B. Ócsa!) Auch in Siebenbürgen (Soó 27, 47a, 44a)
(Kohldistelwiesen)

4. **Chaerophylletum cicutariae** Soó 34d, 47a, 49

Syn.: *Chaeroph. hirsutum-Chrysosplenium alternifolium* ass. Zlatnik 28 p. p. — non *Chaerophyllo-Ranunculetum* Oberd. 52.
— *equisetosum maximi* (*Equisetetum maximi-Chaerophylletum cicutariae* Soó 27)
Areal: Transdanubien: Kőszeg (Soó 34d), mehrfach in Siebenbürgen (Soó 27, 44a, 47a, 49) Gesellschaft zweifelhafter Stellung, mehr als Krautschicht des *Fagetum altherbosum*. Meist zum *Adenostylion* gestellt.
(Kälberkropfges.)
Anm. Wohl gehören die *Iris sibirica-Aconitum gracile* Bestände (Synusium Zóly. 36 L) auf dem Bükk-Plateau als Fragmente zum Verband *Adenostylion*.

2. **Molinion coeruleae** Koch 26

Syn.: *Molinio-Juncion acutiflori* Duvign. 49
(Streuwiesen, Pfeifengras- o. Bentgraswiesen)

1. **Junceto-Molinietum** Prsg. 51

Syn.: *Molinietum coeruleae* subass. *Sieglingia decumbens* Knapp 45
b) *juncetosum effusi* (Kovács 56)
— *caricosum paniceae* (Kovács ined.)
— *sphagnosum* (Kovács ined. = *Cariceto echinatae-Sphagnetum molinietosum*)
c) *nardetosum* (Jonas) Tx. (*Molinietum nardetosum* Jonas 22, Kovács 56)
— *festucosum rubrae, moliniosum altissimae* (Kovács ined.)
Areal: Transdanubien, Kom. Vas—Zala: Őrség, Göcsej, um Nagykanizsa (Zóly. 39 ined., Kovács 56, Pócs 55 ined.). Somogy (Borhidi) Mittel-

gebirge, Pilis (HORÁNSZKY ined.) Mátra (PÓCS ined.), bes. subass. *nardetosum*.

(Azidophile Streuwiesen)

2. **Molinietum coeruleae** (All. 22) Koch 26 s. str. (**M. medioeuropaeum** Oberd. 56)

Syn.: *Eu-Molinietum* Pign. 54, Tx. 55 ; *M. coeruleae* subass. *Epipactis palustris* Knapp 48 ; *Silaetum pratensis* Knapp 48 p. p.

a) *caricetosum paniceae* (typicum) (Koch 26, HORVATIĆ 30, ZÓLY. 34 L, Soó 36b, 38a L b, 41, 51b ; *M. coer.-Carex panicea* ass. Soó 40 ; *Molinia-Carex panicea-Poa trivialis-Anthoxanthum* typ. Ubr. 43)

— *moliniosum altissimae* (Kovács ined.)

— *phragmitosum, thelypteridosum* (Zóly. 34)

— *caric. davallianae* (Kovács 56 — Initiale Sukzessionsstadien)

— *caric. distantis* (Soó 40 vgl. *Agrosteto-Caricetum distantis moliniosum)*

— *caric. acutiformis* (Kovács ined.)

— *festucosum arundinaceae* (*Molinio-Festucetum arundinaceae* Prodan 44)

— *agrostosum* (Klika 29)

— *eriophorosum* (Soó 34d, 38b, KOVÁCS 56)

— *cirsiosum cani, succiselliosum* (Zóly. 34)

— *succisiosum* (Kovács 56)

ab) *molinietosum* (Scherrer 1925)

b) *caricetosum hostianae* (Koch 26, HORVATIĆ 30, Soó 40 ; c. *hornschuchianae* Issler 22 ; subass. *schoenetosum* Wagner 50 T, vgl. unten)

— *phragmitosum* (Kovács ined.)

— *caric. acutiformis* (Soó 41)

c) *caricetosum tomentosae* (Koch 26 ; *Silaetum pratensis* Knapp p. p.)

— *serratulosum* (Kovács 56 — Fazies, auch von *Sanguisorba*, Soó 33b)

d) *caricetosum fuscae* (Soó 36a subass. *car. goodenowii*, *C. goodenowii* Soó 38a L, ap. ASZÓD 36 L, cons. *C. fuscae* Soó 53, 55 L ; *Carex goodenowii-Molinia-Succisella* ass. Soó 34d ; *C. goodenowii-Poa palustris-P. trivialis* typ. Ubr. 43)

e) *juncetosum subnodulosi Molinietum juncetosum obtusiflori* Vanden Berghen 51, KOMLÓDI ined.; *Juncus subnod.-M. coer. ass.*, *Juncus subnod.-M. coer.* Komplex Soó 28a, 32a

f) *schoenetosum* (*Schoenus-Sesleria-Molinia* Komplex bzw. soc. Soó 32a, 33a ; *Schoenus-Juncus-Molinia Komplex* Komlódi ined.)

g) *seslerietosum* (*Sesleria-Molinia Komplex* Soó 32a, subass. 33a, ZÓLY. 34, KOVÁCS 56). Wohl gehören hierzu die Subass. von *Arrhenatherum* u. *Ranunculus repens (agrostidosum)* bei WAGNER 50 T.

— *holcosum lanati* (Fazies bzw. soc. Soó 32a, BORHIDI ined.)

— *agrostidosum albae* (Fazies bzw. soc. Soó 32a, 33a)

h) *poetosum trivialis* Knapp 45 (*Festucetum pratensis* cons. *Agrostis alba-Poa trivialis* bzw. *Agrostideto-Poetum trivialis* Soó 38a L b ; *Molinio-Poetum trivialis* Soó 53, 55 L)

i) *arrhenatheretosum* (Wagner 50 subass. *Arrhenatherum)*

— *brometosum erecti* (Klika 29, *Mesobrometo-Molinietum* Issler 32)

— *festucosum pseudovinae* (Kovács, KOMLÓDI ined.)

— *anthoxanthosum* (Zólyomi 34)

h—i) Übergänge zu Sumpfwiesen *(Deschampsietum caespitosae)*, Fettwiesen *(Arrhenatheretum)* und Trockenrasen *(Polygaleto-Brachypodietum)*, vgl. WAGNER 50 T, ferner zu *Cynosureto-Festucetum rubrae* (KOVÁCS ined.). Komplexbildung mit allen *Caricion davallianae*-Gesellschaften *(Schoenus-Juncus-Sesleria-Molinia* Komplex Soó 32a, 33a, 33b, 34d).

Areal : Alföld, bes. im Donau-Theiss-Zwischenstromland (ZÓLY. 51b, KOMLÓDI ined., KÁRP. 51, ined.) und in der Nyirség (Soó 36b, 38a—b, 51, 53), Kleine Tiefebene (BOJKO 32, ZÓLY. 34, POLGÁR 41, BALÁZS 51b, BORHIDI 56), Wiener Becken (WAGNER 50), Transdanubien (Vas : Soó 34d, JEANPLONG ined., Zala : NAGY 55 L, Somogy : BORHIDI ined.), Mittelgebirge (Bakony : KOVÁCS ined., Neograd—Gödöllőer Hügel : MÁTHÉ 56 L, KOVÁCS 55—56 L, Sátorgeb.: Soó 40b).

Subass. *caricetosum hostianae* nach KOVÁCS (ined.) im Bakony, Balatongebiet und am Nordrand des Donau—Theissgebiets, subass. *caric. tomentosae* im Vértes und Balatongebiet, subass. *caric. fuscae* in der Nyirség. Die meisten aus Siebenbürgen bzw. den Ostkarpaten veröffentlichten *Molinieten* gehören zu anderen Verbänden, wohl zum *Eriophorion latifolii* und zum *Caricion canescentis-fuscae* (z. B. *Molinietum banaticum* Borza 46). So das *Molinietum coeruleae* von Kolozsvár und aus dem Seklerlande, s. S.

(Basophile Streuwiesen)

3. **Agrosteto-Molinietum danubiale** (Magyar 33) Soó 56 = **Molinieto-Salicetum rosmarinifoliae** (Soó 33) 56

Syn.: *Agrostis alba* ass., *Molinia coerulea* ass. Magyar 33 L ; *Molinia coerulea-Salix rosmarinifolia* ass. Soó 33b L, 40 ; *Molinietum salicetosum rosmarinifoliae* Soó 39a, b, 41 ; *Molinia c.* ass. Roller 55 ; *Molinietum coeruleae* Stjepanović—Veseličić 53

— *agrostetosum albae* (Soó 39a, b)

— *phragmitosum* (Kovács ined.)

— *pseudovinetosum* (Soó ined.)

Übergang bzw. Komplex von *Festucetum vaginatae salicetosum rosmarinifoliae (Sal. rosm.)* zu *Agrostion* bzw. *Molinion*-Wiesen, in den Niederungen der Sand-

hügel des Donau—Theiss Zwischenstromlandes, Jugoslavien: Steppe Deliblat. Systematische Stellung unsicher.

3. Agrostion *(Agrostidion)* **albae** Soó (33a) emend. 40*

Syn.: *Deschampsion caespitosae* Horvatić 30 p. p., EGGLER 52, WAGNER 1950b; *Calthion palustris* Tx. 37 p. min. p.; *Bromion racemosi* Tx. 51 p. min. p.; *Parvocaricion* Soó 38a p. p., non aliorum; *Ranunculetum repentis* + *Scirpetum silvatici* Knapp p. p. 44.
(Sumpfwiesen)

1. **Deschampsietum caespitosae** Horvatić 30 = **Deschampsietum croato-pannonicum** Soó nom. n.

Syn.: *Agrostis alba-Deschampsia caespitosa-Carex distans* Ass.-komplex Soó 32a L, 32b, 33a, 34d, *Agrostis alba-Deschampsia caespitosa* ass. Soó 28a; *Agrostis alba* ass. Walter 29, KOVÁCS 55b L; *Agrostideto-Deschampsietum* Ujv. 47 T; *Deschampsietum caespitosae* Zóly. 34 L, Soó 40, 41, 45, 50, 51b, BALÁZS 51b, BORHIDI 56, PÓCS 57, cf. *Silaetum* Knapp 44, 48.

a) *typicum: deschampsiosum* (Horvatić 30 T: cons. *Deschampsia*, Ujv. 47, JEANPLONG ined.)
— *inulosum salicinae, lotosum tenuifolii* (Horvatić 30)
b) *juncetosum effusi* (Horvatić 30 T, 31 L, JEANPLONG ined.)
— *lotosum uliginosi* (Horvatić 30)
c) *caricetosum distantis* (Horvatič 30 T, ZÓLY. 34, Soó 40; *Agrostis alba-Deschampsia caespitosa-Carex distans* ass. Soó 32—33)
— *agrostosum* (Soó 40; cons. *Agrostis alba*, Ujv. 47, *Agrostidetum albae* Tallós 54 T, BALÁZS 51b, JEANPLONG ined.)
— *moliniosum* (*Agrostis alba-Carex distans-Molinia* typ. Soó 32a, 33a)
— *juncosum subnodulosi* (*Juncus subnodulosus* facies Soó 32a, 33a, KOVÁCS 55b L)
— *andropogonosum* (*Andropogon ischaemum*-Aspekt Soó 32a)
— *cirsiosum cani* (Horvatić 30, Soó 33a)
— *leontodosum hispidi* (Horvatić 30)
d) *caricetosum paniceae* (Horvatić 30 T, ZÓLY. 34, Soó 40)
— *plantaginosum altissimae* (Zóly. 34)

* *Deschampsion caespitosae* Horvatić ist älterer Name, bezieht sich aber einerseits auf die illyr-ostalpinen Sumpfwiesen des westlichen Teiles unseres Gebietes, anderseits enthält es auch Assoziationen des *Magnocaricion* (*Caricetum gracilis und C. vulpinae: C. tricostato-vulpinae* Horvatić p. maj. p.) — *Calthion palustris* Tx. umfasst auch Gesellschaften der Verbände *Filipendulo-Petasition*, *Agropyro-Rumicion crispi* sowie wohl auch des *Agrostion albae*. Dasselbe trifft auch dem *Bromion racemosi* zu (*Cirsium canum* ass. Tx. 51 scheint eine *Agrostion albae* Gesellschaft zu sein) Viele »*Calthion*«-Gesellschaften bei OBERDORFER 56 gehören anderen Verbänden zu.

e) *agrostetosum caninae* (Pócs 57)
f) *caricetosum vulpinae (Caricetum tricostato-vulpinae* subass. *equisetetosum palustris* Horvatić 30 T)
— *leucoiosum* (*aestivi*), *eriophorosum (latifolii)* (Horvatić 30)
— *ranunculosum repentis*, *trifoliosum hybridi* (Horvatić 30)

Areal: Sumpfwiesen der Kleinen Tiefebene (bis zum Wiener Becken — cf. WAGNER 50: *Carex tomentosa-Ophioglossum vulgatum* ass.), Transdanubiens, Slawoniens und Kroatiens. Vgl. noch POLGÁR 41, TALLÓS 54 T. Übergänge zum *Caricetum vulpinae* und in verschiedene Moorwiesen (*Juncetum subnodulosi*, *Molinietum* etc.)
(Schmielewiesen)

2. **Agrostetum** *(Agrostidetum)* **albae hungaricum** Soó nom. n.

Syn.: *Agrostideto-Caricetum distantis* Soó 40, 41, 53, 55 — non (Rpcs. 27) Soó 47b, 50, 51b; *Agrostidetum albae* Ujv. 41 T, Soó 50, 51b, 45, *Agrostetum albae* Kovács 55 T, MÁTHÉ 56 L; *Agrostis alba-Carex distans* ass. Soó 28 p. p.; *Agrostideto-Poetum trivialis caricetosum distantis* Soó 38a—b; *Caricetum distantis samicum* Soó 38a L; *Agrostis alba-Eleocharis palustris* ass. Soó 53, 55; *Carex distans-Poa trivialis* typ. Ubr. 43, cf. *Ranunculetum repentis poetosum trivialis* Knapp 44.
— *juncosum compressi* (*Juncus compressus* facies Soó 38a)
b) *poetosum trivialis* (cons. *Poa trivialis* Soó 40, 41; *Agrostis alba-Poa trivialis* typ. Ubr. 43)
c) *deschampsietosum* (*Deschampsietum caespitosae* Soó 37b, 40b, MÁTHÉ 56 L; *Carex distans-Agrostis alba-Deschampsia caespitosa* typ. Ubr. 43)
d) *caricetosum vulpinae* (Juhász-Nagy ined., KOVÁCS 56)
— *alopecurosum pratensis*, *alop. geniculati* (Juhász-Nagy ined.)
e) *caricetosum acutiformis* (*Caricetum acutiformis agrostidosum* Soó 38a L b ap. ASZÓD 36 L; *C. acutiformis eriophorosum* Soó 36 b; *C. acutiformis-Agrostis alba* ass. Soó 40; *Agrostis alba-Poa trivialis-Carex acutiformis* typ. Ubr. 43)
— *eriophorosum polystachyi*, *eleocharosum* (Soó 38a—b)*

Areal: Sumpfwiesen des Alföld, bes. im Norden (Mezőföld, an der Donau, Theissebene, Nyirség), auch in der Kleinen Tiefebene BORHIDI 56, KÁRP. ined.). Im Mittelgebirge (Neograd-Cserhát — KOVÁCS 55, MÁTHÉ 56, Mátra — Soó 37b, Sátorgeb. — Soó 40b) meist die Cons. *Deschampsia caespitosa*.
Übergänge zum *Caricetum vulpinae* und *C. acutiformis*.

Wiesentypen (Fazies): *Ranunculus acer-Lychnis flos-cuculi*, *Taraxacum officinale*, *Daucus carota*, *Pastinaca sativa-Cirsium canum* (Soó 38a)
(Straussgraswiesen)

3. **Alopecuretum pratensis** (Nowinski 28) **hungaricum** Soó nom. n.

Syn.: *Alopecuretum pratensis* Eggler 33, Soó 40, 41, 45, 50, 51b, Simon 50, 51, Prodan 56 ; *Agrostideto-Alopecuretum pratensis* Ubr. 55 ; *Alopecureto-Festucetum pratensis* Ujv. 47 L p. p.
non : *Arrhenatheretum* subass. *Alopecurus pratensis* Tx. 37
nec *Agrosteto-Alopecuretum pratensis* Soó 33 (zu *Beckmannion eruciformis*)

a) *typicum* (*Carex praecox*-facies Timár 53, 54, Tóth 53, *Alopecurus pratensis-Carex praecox ass.* Máthé—Vinczeffy—Précsényi 53)
b) *poetosum pratensis* (typicum Juhász-Nagy ined., Tóth 53)
c) *ranunculetosum acris* (Juhász-Nagy ined.)
— faz. *Taraxacum palustre*, *Lathyrus pratensis*, *Rumex acetosa*, *Galium boreale*, *Rhinanthus glaber* (Juhász-Nagy ined.)
d) *poetosum trivialis* (Jeanplong ined.)
e) *caricetosum melanostachyae* (*C. melanostachya* facies Timár 53, *C. nutans* szoc. Tóth 53, *Alopecurus pratensis-Carex nutans* ass. Harg. 39 nom. nud.)
B) *festucetosum pseudovinae* (*Alopecureto-Festucetum pseudovinae* Juhász-Nagy ap. Simon 57.)**

Areal : Nasse Wiesen der Überschwemmungsgebiete des Alföld, bes. an der Donau und der Theiss, — vgl. Timár 52, 53, 54 et ined., Simon 50 L, 51 L, 52 L, 57, Kárp. ined., Juhász-Nagy ined., Buia 39 — Kleine Tiefebene (Borhidi 56), an der Raab (Jeanplong), im Zala (Pócs, ined.), Donau—Theiss Zwischenstromland (Komlódi ined.), Mittelgebirge, z. B. Neograd—Cserhát, Gödöllőer Hügel (Máthé 56 L), Bükk (!), Sátorgeb. (Soó 40b)
Übergänge zum *Caricetum vulpinae* und zum *Molinion*, sowie zum *Agropyro-Rumicion crispi*.
(Fuchsschwanzwiesen)

4. **Festucetum pratensis hungaricum** Soó (38a) 55

Syn. : *Alopecurus pratensis-Festuca pratensis-Poa trivialis* ass. Zsolt 43 T ; *Alopecureto-Festucetum pratensis* Ujv. 47 L p. p. ; *Festucetum pratensis* Soó 38a L, b, 41, 45, 50, 51b, 53, 55 L ; ? *Festuceto-poeto-brometum* Balázs 51b

* *Eleocharis palustris* (incl. *uniglumis* und *mamillata)* Bestände — oft als *Heleocharidetum palustris* erwähnt — können Sukzessionsstadien oder Fazies von verschiedenen *Magnocaricion* und *Agrostion*-Gesellschaften sein, vgl. noch *Eleochareto-Alopecuretum geniculati* (Magyar 28) Soó 38 des Verbandes *Beckmannion eruciformis*.

** Dauerweiden der Überschwemmungsgebiete, aus dem Norden des Tieflands bekannt. Ebenda den montanen Fettwiesen entsprechende »*Anthoxanthum odoratum-Festuca pseudovina* (und *F. sulcata)*«-Rasen, die zweitweise als Weiden benützt werden, reich an *Arrhenatherion* bzw. *Mesobromion* Elementen (Juhász-Nagy ined.)

b) *poetosum trivialis* (cons. *Poa trivialis* Soó 40, 41, 51b, 53, 55 ; *Poetum trivialis* Soó 36b)

c) *brometosum commutati* (cons. *Bromus commutatus* Soó l. c) ; *Bromosum pratensis* Soó 38b ; *Brometum pratensis* Soó 36b)

d) *juncetosum atrati* (Soó 55, *Caricetum vesicariae* cons. *Juncetum atrati* Soó 38a L)

e) *festucetosum rubrae* (JEANPLONG ined.) : *holcosum lanati; anthoxanthosum* (JEANPLONG ined.)

Wiesentypen (Fazies) : *Equisetum palustre*, *Ranunculus acer*, *Trifolium pratense*, *Daucus carota*, *Pastinaca sativa-Cirsium canum* (Soó 38a)

Areal : Feuchte Wiesen des Alföld (vgl. noch BALÁZS 42, KÁRP. 51 ined., usw.), häufig auch im Mittelgebirge (MÁTHÉ 56 L, Soó 40b) und in der Kleinen Tiefebene (BORHIDI 56), seltener in Transdanubien : Vas—Zala (UJV. 43, PÓCS ined., JEANPLONG ined.)

4. b. **Festucetum pratensis transsilvanicum** Soó (47a, 49 T) nom. nov.

Syn. : *Alopecurus-Poa-Festuca pratensis* ass. Soó 27 p. p. ; — *Agrostideto-Festucetum pratensis* Soó vel *Deschampsio-Alopecuretum* subass. *festucetosum pratensis* Soó 47a, 49 L, *Agrostideto-Deschapmsietum* cons. *Festuca pratensis* Soó 44a ; *Festuca pratensis* ass. Buia ap. PRODAN 44, BALÁZS 42.

Areal : Feuchte Wiesen Siebenbürgens.

b) *agrostetosum* (cons. *Agrostidetum albae* Soó 47a, 49)

c) *festucosum arundinaceae* (*Festuca arundinacea* facies Soó l. c.)

d) *caricosum distantis* (*Carex distans* facies Soó l. c.)

(Wiesenschwingelwiesen)

5. **Deschampsio-Alopecuretum transsilvanicum** Soó 47a, 49 T

Syn. : *Deschampsietum caespitosae-Agrostidetum albae* Soó 27 ; *Agrostideto-Caricetum distantis* Balázs 42 n. n.

a) *typicum*

— *juncosum atrati* (cons. *Juncetum atrati* Soó 47a, 49)

— *festucosum arundinaceae* (*Festucetum arundinaceae*-facies Soó l. c.)

— *carosum* (*Carum carvi* facies Soó l. c.)

b) *deschampsietosum* (*Desch. caesp. transs.-praerossicum* Soó l. c. ; *Deschampsia caespitosa-Calliergon cuspidatum* ass. Soó 44a T) Übergang zum *Caricetum fuscae*.

— *eleocharosum* (cons. *Heleocharetum palustris* Soó l. c.)

c) *alopecuretosum* (*Alopecuretum pratensis* Soó 44a, *transs.-praerossicum* Soó l. c. ; *Alopecurus-Festuca-Poa pratensis* ass. *Alopecurus* et *Poa trivialis* facies Soó 27)

ca) *poetosum trivialis* (cons. *Poetum trivialis* Soó 47a, 49, *Agrostideto-Deschampsietum Agrostis alba-Poa trivialis* cons. Soó 44a)

d) *cariceto-phragmitetosum* (Soó 47a, 49 Sukzessionsstadien vom *Magnocaricion* und *Phragmition*)

da) *caricetosum acutiformis*

db) *phragmitetosum communis*

dc) *glycerietosum maximae*

dd) *scirpetosum silvaticae* (*Scirpetum silvatici* Soó 27, 44a)

Areal : Sumpfwiesen Siebenbürgens, montan (subass. a) und collin, wohl weit verbreitet, bes. in der Mezőség. Vgl. noch Buia ap. Prodan 44. Übergänge zum *Phragmition* und *Magnocaricion* (d!)

Anm. *Scirpetum silvatici* auct. sind Konsoziationen von *Agrostion* (seltener *Magnocaricion*) Gesellschaften. *Scirpetum silvatici* Knapp umfasst verschiedene nasse Rodungswiesen (*Calthion* bzw. *Bromion racemosi* z. T.) *Ranunculetum repentis* Knapp oder *Ranunculus repens-Alopecurus geniculatus* ass. Tx. 37 zum grössten T. Sumpfwiesen des Westens, zum T. Gesellschaften des *Agropyro-Rumicion crispi* (Kriechunkrautges.), zum T. auch das

6. **Phalaridetum arundinaceae** (Koch 26 n. n.) Libbert 32

Syn. : *Baldingera arundinacea* ass. Ujv. 47 ; *Ranunculus repens-Alopecurus geniculatus* ass. Subass. *Phalaris arund.* Tx. et Prsg. 37 (nach Tx. 56 aber : *Caricetum vulpinae*) ; *Ranunculetum repentis phalaridosum* subass. *Phalaris* Knapp 44, 48 ; *Typhoides arundinacea* ass. Wagner 50.

Areal : Noch wenig bekannt, angegeben aus Transdanubien (Ujv. 47) und dem Mittelgebirge : Neograd-Gebiet (Máthé 56, Kovács ined.), Slawonien (Horvatić 31), Niederösterreich (Wagner 50) (Rohrglanzgraswiesen)

Anm. Mehr zum *Agrostion albae*, als zum *Arrhenatherion* gehört auch das *Cynosuretum cristati* Horvatić 30 (non aliorum), bes. die Subass. *brometosum racemosi*, entspricht den *Festuca pratensis* und *Alopecurus pratensis* Gesellschaften des Alföld. Es sind *Bromus racemosus*, *Alopecurus pratensis*, *Agrostis alba*, *Poa trivialis* Bestände. Dagegen soll man das *Caricetum vulpinae* lieber zum *Agrostion albae* ziehen, da es vielfach in verschiedene *Agrostion-Gesell*schaften übergeht (vgl. *Deschampsietum caespitosae* f., *Agrostetum albae* d., *Alopecuretum pratensis* b., usw.) und deren Kontaktgesellschaft ist.

ARRHENATHERETEA Br.-Bl. 47, 51.

(*Molinio-Arrhenatheretea* Tx. 37 p. p., Br.-Bl. et Tx. 43 p. p.)

XIV. ARRHENATHERETALIA Pawl. 28.

1. **Arrhenatherion elatioris** Br.-Bl. 25, Pawl. 28. (Fettwiesen)

1. **Arrhenatheretum elatioris** (Br.-Bl. 19) Scherrer 25 (*A. medioeuropaeum* Oberd. 52.)

Syn.: *Alopecurus-Festuca-Poa pratensis* ass. *Arrhenatherum* subass. Soó 27; *Arrhenatheretum* subass. *Briza media* Tx.: *brizetosum* Oberd.; *Trisetetum flavescentis* auct. sic Knapp 44, 48 p. p.

— *anthoxanthosum* (Soó 27 subass., 41 facies, 34d)

— *avenastrosum pubescentis* (*Avenastrum pub.* ass. Soó 28a, 37b, *typus* 32a, 33a, 34d, 40)

— *festucosum pratensis* (Soó 40, Slavnić 48)

— *festucosum ovinae* (Soó 41)

— *nardosum strictae* (Pócs 57)

— *bromosum erecti* (Soó 40; *Arrhenathereto-Brometum erecti* Balázs 51b, cf. Oberd. 36, 52; *Salvia pratensis* Variante Tx.)

— *holcosum lanati* (Soó 27, Horvatić 30 T)

— *avenastrosum adsurgentis* (Soó 44a)

— *petasitosum* (Kárp. ined.)

— *daucosum carotae*, *ononosum hircinae* Horvatić 30 T

— *alliosum atropurpurei* (Slavnić 48)

b) *festucetosum rubrae* (*Festuco-Cynosuretum* Jeanplong ined.; ? *Festucetum rubrae* Balázs 51b.)

— *gaudiniosum* (Jeanplong Bot. Közl. 1957. 111.)

c) *trisetetosum flavescentis* (Horvatić 30 T, subass. *Trisetum flavescens* Soó 27, 47a, 49 T, Pócs 57, Jeanplong ined.)

Areal: Mittelgebirge, verbreitet (Bükk: Soó!, Mátra: Soó 37b, Cserhát-Gödöllőer Hügel: Kovács 55 T, Máthé 56 L, Kárp. 52, Börzsöny: Kárp. 52, Bakony: Máthé, Balatongebiet: Kovács), Transdanubien, häufig (Sopron: Soó 41b L, Vas: Kovács ined., Jeanplong ined., Zala: Ujvárosi 47 L, Pócs 54, Kovács ined.), in der Kleinen Tiefebene (Balázs 51b, Borhidi 56), am Rande des Alföld (Kárp. 51 ined., Máthé ined.). Fehlt typisch im eigentlichen Donau—Theiss-Zwischenstromland, jenseits der Theiss und in der Nyirség. Dagegen verbreitet in Siebenbürgen (Csürös 47, Soó 27, 47a, 49 T, 44a, 44c, Todor 48) cf. Soó 40, 41, 45, 50, 51b — und in Jugoslawien (Slavnić 48 L)
Die subass. *trisetetosum* bes. in Transdanubien (Vas: Jeanplong, Zala: Pócs), und in Siebenbürgen (Soó 27, 47a, 49)
Die subass *festucetosum rubrae* und fac. *gaudiniosum* bisher nur im Zala (Jeanplong) ähnliche Wiesen sind aus Kroatien bekannt (Horvatić: *Cynosuretum cristati gaudiniosum*) — sed non *Gaudinieto-Arrhenatheretum* Br.-Bl. 31).
(Glatthaferwiesen)

2. **Cynosurion cristati** Br.-Bl. et Tx. 43.
(Bergfettweiden)

2. **Festuceto rubrae-Cynosuretum** Tx. 40.

Syn.: *Festucetum rubrae* auct., Soó 27 L, 34d, 40, 41, 45, 50, 51b, BOJKO 32?, BALÁZS 42 T; *Agrostideto-Cynosureto-Brometum* Soó 27 p. min. p.; *Cynosureto-Festucetum rubrae* Soó 46, 47a, 49 T; *F. commutatae-Cynosuretum* Tx. 51.

— *festucetosum pratensis* Soó 47a, 49 *(Poeto-Festucetum pratensis)* Übergang zum *Festucetum pratensis*, mit fac. *Poa trivialis*.

b) *trisetetosum flavescentis* (*Festuca rubra-Trisetum flavescens* ass. Soó 44a, 44c; *Trisetetum flav.* Soó 40, 41 p. p., ZÓLYOMI, JAKUCS ined.) Vgl. *Poa-Trisetetum* Knapp 51.

Areal: Im Mittelgebirge: Bükk (b.!, JAKUCS), Börzsöny (KÁRPÁTI 52), Pilis-Visegrader Geb. (BOROS 53c), ferner in Transdanubien (Zala: ZÓLY. ined., PÓCS 57), verbreitet in Siebenbürgen (Soó l. c. auch *fest. pratensis* und b.)
Das *Cynosuretum cristati* Horvatić umfasst z. T. *Arrhenatherion*, z. grösserem Teil aber *Agrostion* Wiesen (bes. *Cynosuretum brometosum racemosi* und *typicum*, s. dort)
(Rotschwingelwiesen)

3. **Lolieto-Cynosuretum** (Br.-Bl. et de Leew 36) T. 37. SLAVNIĆ 48 L, Soó 51b

Syn.: *Lolietum perennis* auct. p. p.
Ob hiezu?: *Cynodonteto-Lolietum* Soó (33) 45, MÁTHÉ 56 L.

Syn.: *Cynodon-Lolium perenne-Andropogon* ass. Soó 32a L, 32b, 33a, 45; *Cynodon-Lolium perenne* ass. Soó 28a; *Lolietum perennis* auct., Soó 34d, 50; *Lolietum achilleosum* Ubrizsy 55; *Poa angustifolia-Cynodon-Lolium* Weiden Soó 40 p. p. *Lolieto-Cynosuretum cristati* subass. *Lolium-Cynodon* Slavnić 48 L.

Areal: Degradierte Fettweiden des Mittelgebirges und Transdanubiens.*
(Hundszahn-Raygrasweiden)

* Nicht zu verwechseln mit den Magerweiden des Tieflandes, mit *Poa angustifolia* und *Festuca pseudovina:*

Cynodonteto-Poetum angustifoliae (Rpcs 26) Soó nom. emend. (Syn.: *Cynodon dactylon* ass. Rpcs. 27, 27ab; *Ischaemetum* (p. p.), *Lolium perenne* ass., *Trifolium repens* ass. Rpcs. 27b; *Poa pratensis-Cynodon* ass. Rpcs. 27, MAGYAR 28. *Lolium perenne-Cynodon-Poa angustifolia* ass. Soó 33c, L. *Poa angustif.-Cynodon* Weiden Soó 40; *Festuca-Lolium* ass. Bojko 32; *Festuca pseudovina-Poa angustif.* ass. Bojko 34; *Cynodontetum* Felf. 42, TIMÁR 53, 54; *Poetum angustif.* Ujvárosi 37 L., IGMÁNDY 39, TIMÁR 53; *Festuca pseudovina-Poa bulbosa* ass. Timár 53?; *Lolieto-*

PUCCINELLIO-SALICORNIETEA Ţopa 39*

(*Cakileto-Therosalicornietea* Pign. 53. p. p. -*Salicornietea* Br.-Bl. et Tx. 43.)

XV. SALICORNIETALIA Br.-Bl. (28) 33

1. Thero-Salicornion Br.-Bl. (30) 33, Pign. 53.

Syn.: *Thero-Suaedion* Br.-Bl. 31; *Salicornion herbaceae* Soó 30, 33; *Puccinello-Salicornion* Br.-Bl. et De Leeuw. 36 p. p.; *Salicornion* Verbandsgruppe Wendbg. 43, 50
(Salzwüsten)

1. **Salicornietum europeae hungaricum** Soó (ex Wendbg. 43) 45, 47a, b T, 50.

Syn.: *S. herbaceae* Soó 27, 27b, 33, 40, 41, Bojko 32, Todor 48; *Salicornietum herbaceae razza ungarica* Pign. 53.
Areal: Alföld, im Süden (Slavnić 48 L), um den Neusiedler See (Wendbg. 50 L), Siebenbürgen (Soó l. c.) Altrumänien (Ţopa 39)
(Quellerfluren)

2. **Suaedetum maritimae hungaricum** Soó (ex Wendbg. 43, 50 L) 47b L, 51b

Syn.: *Suaeda maritima* ass. Soó 27, soc. Soó 33c, synusium Rpcs. 27b, *razza ungarica* Pign. 53.
b) *suaedetosum pannonicae* (cons. *Suaeda pannonica* Soó 47b L; *S. maritima resp. pannonica-Spergularia marginata* soc. Soó 33c; *Suaedetum pannonicae* Wendbg. 43, 50 T, *razza pannonica* Pign. 53)

Poetum pratensis, *Poet. pratensis* Balázs 57 b; *Lolietum perennis* Timár 53, 54?; *Achilleeto-Poetum angustif.* Ubr. 55.

Lössweiden (Hundszahn-Rispengrasweiden) Die Gesellschaft gehört wohl zum *Festucion sulcatae*, als Derivatum der zerstörten *Festuca sulcata* Lössrasen.

Areal: Alföld, sehr verbreitet, bes. auf Löss. (Die Sandsteppenweiden, *Potentillo-Festucetum pseudovinae* (Bojko 32) Soó (36) 50 s. im 2. Teil.)

Cynodonteto-Festucetum pseudovinae Soó nom. nov. prov. Syn.: *Festucetum pseudovinae potentillosum arenariae* Soó 41 L (non Soó 38); *Potentillo-Festucetum pseudovinae* Kovács 55 T, Máthé 56 L; *Festucetum pseudovinae* Máthé—Jeanplong 54 T., *Festuca sulcata* ass. (degrad.) Soó 32, Buia ap. Prodan 44 *Festuca valesiaca* ass. Horánszky ined.; *Festuca pseudovina-Centaurea pannonica* ass. Klika 37. Wendbg. 50 p. maj. p. gehört noch z. T. zu *Achilleo-Fest. pseudovinae*, z. T. zu *Artemisio-Fest. pseudovinae.*

Hügelsteppenweiden, als Abkömmlinge des *Festucetum sulcatae pannonicum*, ebenfalls gehört dem *Festucion sulcatae* an.

Areal: Mittelgebirge, wohl verbreitet, erwähnt vom Cserhát, Budaer Geb. (Zóly. ined.) Pilis—Visegrád Geb. (Horánszky ined.) Balatongebiet, sowie in Transdanubien.

* Da die halophilen Pflanzengesellschaften im Conspectus des groupements végétaux dans les Bassins Carpathiques I. 1947. eingehend behandelt wurden, gebe ich hier ganz kurz die Namen der Assoziationen und jener unteren Einheiten, die seit 1947 beschrieben wurden, erner Verbreitungsangaben und Umänderungen. Die Klassifizierung der Gesellschaften wurde aber z. T. auf Grund der Ergebnisse der Arbeiten von Slavnić 48, Wendelberger 50 und Pignatti 54 umgearbeitet.

— *salicorniosum* (*Salicornia* cons. Timár 57c) Szeged : Fehértó.

c. *chenopodietosum glauci* (subass. *Chenopodium glaucum* Wendbg. 50) Neusiedler See

Areal : Alföld, um den Neusiedler See (HÖFLER 27, BOJKO 32, WENZL. 34, WENDBG. 50), jenseits der Theiss (RPCS., SOÓ l. c.), am Fehértó (TIMÁR 57c), im Süden (SLAVNIĆ 48 L), Rumänien (ȚOPA 39)
(Strandsodefluren)

3. **Salsoletum sodae** Slavnić 39, 48 L

Syn. : *Suaedetum maritimae* cons. *Salsola soda* Soó bzw. *Crypsis aculeata-Salsola soda* ass. 47b, 51b — non *Salsoletum sodae* (Br.-Bl. 53), Pign. 53

Areal : Alföld : Szeged (TIMÁR 57c), im Süden (SLAVNIĆ), jenseits der Theiss : Hortobágy (Soó)
(Salzkrautfluren)

XVI. PUCCINELLIETALIA Soó 40, 47b

Syn. : *Puccinellion* Verbandsgruppe Wendbg. 43, 50, *Limonieto-Salicornietalia* Pign. 54 + *Thero-Atriplicetalia* Pign. 54.

1. **Puccinellion peisonis** Soó nom. nov.

Syn. : *Puccinellion salinariae* Wendbg. 43, 50** ; *P. distantis* Soó 33, 40, 45, 47b, 51b p. p.
(Szikfok Vegetation auf Solontschak-Böden)

1. **Puccinellietum peisonis** (Höfler 37) Soó 40, 41, 45, 47b, 51b

Syn. : *Puccinellia salinaria-Aster pannonicus* ass. Wendbg. 43, 50 T — non Soó 27 : *P. limosae transsilvanicum; Plantaginetum maritimae* Bojko 32, WENZL 34 ; *Atropetum peisonis* Höfler 37 ; *Puccinellietum peisonis* subass. *normale* Soó 47b.

Facies : Soó 47b, WENDBG. 50 (5)
(Zickgras[Andel]-wiese d. Neusiedlersees)

Areal : Alföld, Kleine Tiefebene : um den Neusiedler-See. Südmähren (? *Puccinellia distans-Aster tripolium* ass. Šmarda 53), vgl. noch KLIKA 37.

2. **Lepidio-Puccinellietum peisonis** (Wendbg. 43) Soó nom. n.

Syn. : *Puccinellietum peisonis* subass. *lepidietosum* Soó 47b ; *Atropis (peisonis)-Lepidium cartilagineum* ass. Bojko 32, HÖFLER 37 ; *Lepidietum crassifolii* Bojko 32 sed non Țopa 39, nec Rpcs. 27 ; *Pucc. salinaria-Lepidium cartilagineum* ass. Wendbg. 43, 50 T

** *P. salinaria* (Simk.) Holmbg. = *P. intermedia* (Schur) Janchen = *P. transsilvanica* (Schur) Jáv. = *P. distans* ssp. *transsilvanica* Schur wächst in A. nicht, sie ist in Siebenbürgen Charakterart des *Juncion gerardi*. Die Pflanze des Neusiedlersee-Gebiets ist *P. peisonis* (Beck) Jáv. = *P. distans* ssp. *peisonis* Soó.

Facies : Soó 47b, WENDBG. 50 (5), dazu fac. *Cerastium subtetrandrum* Höfler 37, WENDBG. 50 T.
Areal : Alföld, Kleine Tiefebene, um den Neusiedler-See.
(Salzkresse-Zickgras-Ges. d. Neusiedlersees)

3. **Lepidio-Puccinellietum limosae** Soó (47) nom. n.

Syn. : *Puccinellietum limosae* subass. *lepidietosum* Soó 47b, TIMÁR 57c ; *L. cartilaginei* Rpcs. 27a ; *Lepidietum crassifolii* Topa 38 (?) ; *Pucc. salinaria-Lepidium cartilagineum* ass. Wendbg. 43, 50, quoad synonyma p. p. ; *Pucc. limosa-Lepidium cartilagineum* ass. Soó 47b in synonymis, soc. MOESZ 40 ; *Astereto-Plantaginetum maritimae* Slavnić 48 L, 53
— *scorzonerosum (Pucc. limosa-Scorzonera cana* soc. Moesz 40, *Sc. cana* fac. Soó 47b)
— *lepidiosum cartilaginei* (Slavnić 48)
— *puccinelliosum limosae* (*Puccinellia limosa* soc. Moesz 40)
— *agrostosum albae*, *puccinellio-asterosum pannonici*, *plantaginosum maritimae* (Slavnić 48)
b) *camphorosmetosum (Pucc. limosae* soc. *Camphorosma* Moesz 40 ; *Astereto-Plantaginetum* subass. *Lepidium cart.* Slavnić 48)
c) *juncetosum gerardi* (subass. *Juncus gerardi* Slavnić 48)
— *agrostosum albae*, *puccinelliosum limosae* (Slavinć 48)
d) ? *caricetosum secalinae* (*Pucc. salinaria-Carex secalina* ass. Slavnić 40, 48 L)
Areal : Alföld, Donau—Theiss Zwischenstromland (RPCS., MOESZ), Batschka (SLAVNIĆ), auf Solontschakböden, vgl. noch WENZL 34.
(Salzkresse-Zickgras Ges. des Alföld)

4. **Lepidio-Camphorosmetum annuae** Soó nom. n.

Syn. : *Camphorosma annua-Lepidium cartilagineum-Puccinellia limosa* ass. Rpcs. 27 ; *Camphorosmetum* Variante *Nostoc commune* Wendbg. 43 ; *Camphorosmetum „cartilaginetum"* Slavnić 53
— *lepidiosum*, *puccinelliosum* Slavnić 48
Areal : Alföld, Kleine Tiefebene, um den Neusiedler See. Donau—Theiss Zwischenstromgebiet, Batschka

2. **Puccinellion limosae** (Klika 37) Wendbg. 43, 50

Syn.: *Puccinellion distantis* Soó 33, 40, 45, 47b, 51b p. p. PIGN. 53+*Thero-Atriplicion* Pign. 53
(Szikfok Vegetation auf Solonezböden)

1. **Puccinellietum limosae hungaricum** (Rpcs. 27) Soó 30

Syn.: *Puccinellia limosa* ass. Rpcs. 27, Soó 30, 33c L, 40, 47b T, 50, 51b, MÁTHÉ 33, 39, UJV. 37 L, POLGÁR 41, TIMÁR, BOROS, BORHIDI etc., — *Pucci-*

nellietum distantis Balázs 57 b., *Bolboschoenus — Puccinellia* ass. Magyar 28 p. p.

A. *normale* (Soó, *typicum* Slavnić)

Facies : Soó 47b, WENDELBERGER 50(9), davon

plantaginosum maritimae (Soó 33c, 47b, SLAVNIĆ 48 ; *Plantaginetum maritimae* Rpcs. 27, POLGÁR 41 ; *Plantago maritima-Puccinellia limosa* ass. Rpcs. 27)

atriplicosum tataricae (sass. *Atriplex tatarica* Timár 57c)

lotosum tenuifolii (Máthé—Vinczeffy 53 T, *Lotus tenuifolius* stad. Timár 57c)

spergulariosum (cons. *Spergularia maritima* Timár 57c)

B. b) *polygonetosum avicularis* (Soó 33c L, 47b L ; *Puccinellia limosa-Polygonum aviculare* subass. 33c, soc. Moesz 40 ; *Polygonum aviculare* ass. Rpcs. *Agropyrum repens-Polygonum avic.* ass. Rpcs. 27 ; *Pholiurus pannonicus-Plantago tenuiflora* ass. Wendbg. 43 ; subass. *Polygonum avic.* et *Matricaria chamomilla bayeri* Slavn. 48)

c) *pholiuretosum* (Soó 47b L, *Pholiurus pannonicus* ass. Rpcs. 27 ; *Pholiurus-Plantago tenuiflora* ass. Wendbg. 43, 50 T p. p. SLAVNIĆ 48 L)

d) *plantaginetosum tenuiflorae* (Soó 33c, 47b L, *Puccinellia limosa* subass. *Plantago tenuiflora* Soó 33c L, *Pholiurus-Plantago tenuiflora* ass. Wendbg. 43, 50 p. p.; *Puccinellietum limosae Plantago tenuiflora* asp. Klika 37)

— *ranunculosum lateriflori* (*Ranunculus lateriflorus-Myosurus minimus* Soó 33c, fac. Slavnić 48 subass. „*ranunculetetum lateriflori*" Slavnić 53)

(e.?) *camphorosmetosum* (Slavnić 1948, *Puccinellia limosa, Camphorosma annua* fac. Moesz 40, „*camphorosometetum*" Slavnić 53)

C. *chenopodietosum botryoidis* (Soó nom. n., *Puccinellia limosa-Chenopodium chenopodioides* ass. Soó 47b L ; *Puccinellietum distantis* Soó 39 vel *Chenopodio-Puccinellietum* Soó 39, 47b ; *Chenopodietum crassifolii* ass. Soó 51b)

— *asterosum pannonici* (*Aster pannonicus* fac. Soó 39, 47b)

Areal : Alföld, Kleine Tiefebene, Mezőföld, Donau—Theiss Zwischenstromland bis zur Batschka, jenseits der Theiss, Nyírség (nur subass. C.) Vgl. auch BORHIDI 55, BOROS 53b, 54b, FELSZEGHY 36, IGMÁNDY 39, TIMÁR 52, 54, 57c, KLIKA 37, KRIST 40. Man kann die Gesellschaft auch in drei Assoziationen aufteilen : 1. *Puccinellietum limosae* s. str., 2. *Pholiureto-Plantaginetum* (subass. b-e.), 3. *Chenopodio-Puccinellietum*. (Zickgrasfluren)

2. **Hordeetum hystricis** (Soó 33c) Wendbg. 43, 50 T

Syn.: *Festucetum pseudovinae* fac. *Hordeum gussoneanum* Soó 33c, MOESZ 40 ; *Hordeum gussoneanum* ass. *Felszeghy* 36 nom. nudum

Facies : Soó 47b T (5) und *Cynodon dactylon* Timár 57c.

Areal : Alföld, Kleine Tiefebene, Donau—Theiss Zwischenstromland, jenseits der Theiss, im Süden. Vgl. auch PRODAN 56, SLAVNIĆ 48, 51, Soó 51b, UBRIZSY 55, TIMÁR 54, 57c. (Fehértó).
(Salzgerstenfluren)

3. **Echinopsiletum sedoidis** Ubrizsy ap. Soó 47b L

Syn.: *Hordetum hystricis* subass. v. cons. *Echinopsilon sedoides* Soó 47b, 51b ; *Festuca pseudovina-Bassia sedoides* ass. Moesz 40, *Bassia sedoides-Polygonum aviculare* ass. Ubrizsy 49b.
— *hordeosum hystricis* (Übergang zum *Hordeetum hystricis*, *Echinopsileto-Hordeetum* Ubrizsy ap. Soó 47b)
b) *atriplicetosum litoralis* (*Echinopsilon-Atriplex litoralis* subass. Ubrizsy 48 T in Reisfeldern)

Areal : Alföld, jenseits der Theiss, Kom. Szolnok—Békés.

4. **Camphorosmetum annuae** (Rpcs. 16) Soó 33c, resp. Soó 38

Syn.: *Camphorosmetum ovatae* Rpcs. 16, 27, MAGYAR 28, Soó 30b, 33c L, Ujv. 37 L, *C. annuae* Soó 38, 40, 41, 45, 47b L, 50, 51b, ȚOPA 39, SLAVNIĆ 48 L, 53 ; WENDBG. 50 T, *C. annuae subass. normale* Soó 47b, subass. *Matricaria bayeri* Wendbg. 43, 50 ; *C. annuae matricarietosum* Slavnić 53, Stadium v. *Camphorosma annua* Klika 37.

Facies : Soó 47b, WENDBG. 50. Neue Gliederung :
— *puccinelliosum* (Slavnić 48, fac. *Puccinellia)*
— *polygonosum avicularis* (Soó 47b, TIMÁR 57c ; *Camphorosma-Polygonum aviculare* ass. Rpcs. 27)
— *cynodontosum* (Soó 47b, fac. *Cynodon* Soó 47b ; *Puccinellietum distantis* consoc. *Cynodon* Soó 38?)
— *sedosum sexangularis* (Variante *Sedum boloniense* Wendbg. 43, 50)
— *lepidiosum ruderalis* (Variante *Lepidium ruderale* Wendbg. 50)
— *plantaginosum maritimae* (fac. *Plantago maritima* Soó 47b, SLAVNIĆ 48, subass. Wendbg. 50 ; *Camphorosma-Plantago maritima* ass. Rpcs. 27b)
— *artemisiosum* (fac. *Artemisia monogyna* Soó 47b ; *Artemisietum monogynae* Rpcs. 27b ; fac. *Statice gmelini* Soó 47b ; Variante bzw. subass. *Limonium gmelini* Wendbg. 43, 50)

Die subass. *lepidietosum* s. oben : *Lepidio-Camphorosmetum*

Areal : Alföld, Kleine Tiefebene, Mezőföld, jenseits der Theiss, im Süden. Vgl. auch BORHIDI 55, BOROS 53b, FELSZEGHY 36, HÖFLER 37, IGMÁNDY 39, KLIKA 37, KRIST 40, MÁTHÉ 33, 39, MOESZ 40, POLGÁR 41, PRODAN 56, TIMÁR 54, 57c.
(Blindzick-Vegetation)

3. **Cyperio-Spergularion** Slavnić 48

Syn.: *Puccinellion distantis* Soó 33, 40, 45, 47b, 51b, p. p.; *Heleochloion* Br.-Bl. 52; *Crypsidion aculeatae* Pign. 54.
(Alkaliseeboden-Vegetation)

1. **Crypsidetum aculeatae** (Bojko 32) Soó 39, 40, 41, Ţopa 39, Wendbg. 43, 50, Slavnić 48b

Syn.: *Crypsidetum aculeatae* Bojko 32 nom. nud., Felszeghy 36; *Crypsis-Heleochloa* ass. Soó 33c; *Crypsis aculeata* soc. Moesz 40, fac. Timár 57c.)
— *bolboschoenosum* (*Crypsis-Bolboschoenus* soc. Moesz 40, fac. Soó 47b, Timár 57c)
— *atriplicosum hastatae* (*Agrostis alba-Atriplex hastatum microspermum* ass. Soó 30b; *Crypsis-Atriplex hastata* fac. Soó 47b, Timár 57c; *Atriplex hastata* Bestände Bojko 32)
— *chenopodiosum glauci* (Wenbdg., *Crypsis aculeata-Chenopodium glaucum* Bestände Wendbg. 50 T; consoc. *Chenopodium glaucum* Timár 54c T, 57c; *Chenopodietum glauci* Bojko 32?; *Cyperus-Chenop. glaucum* ass. Klika 35)
— *puccinelliosum* (*Crypsis-Puccinellia limosa* consoc. Soó 47b L, soc. Moesz 40; *Puccinellietum distantis* cons. *Crypsis aculeata* Soó 39)
b) *heleochloetosum alopecuroidis* (*Heleochloa alop.* ass. Rpcs. 27, Ubrizsy 48; *Puccinellietum* soc. *Heleochloa alop.* Ubrizsy; cons. *Heleochloa alop.* Soó 47b L, Timár 57c; *Crypsis alopecuroides-Hordeum Gussoneanum* Ges. Prod. 56)
— *heleochloosum* (*Heleochloëtum purum* Soó 47b, fac. Timár 57c)
— *polygonosum avicularis* (fac. *Polygonum aviculare* Soó 47b L)
c) *heleochloetosum schoenoidis* (*Crypsidetum schoenoidis* Ţopa 39, 55; cons. *Heleochloa schoen.* Soó 47b L; *Puccinellietum limosae* syn. *H. schoen.* Soó 33c; *H. alopecuroides* ass. *H. schoen.* soc. Ubrizsy; *H. schoenoides-Spergularia salina* ass. Slavnić 48 L; *H. schoenoidis* Br.-Bl. 52)
— *spergulariosum marginatae* (subass. *Sperg. marg.* Slavnić 48)
d) *chenopodietosum botryoidis* (*Chenopodium crassifolium-Atriplex salina* ass. Slavnić 48 L; *Ch. crassifolium-Atriplex dehastatum* ass. Slavnić 51)
(Dorngrasfluren)

Areal: Alföld, Kleine Tiefebene, Mezőföld, jenseits der Theiss, Nyírség, im Süden. Vgl. auch Boros 53b, Krist 40, Prodan 56, Timár 52, 57c, Wenzl. 34

2. **Acorelletum pannonici** Soó 39, 40, 47b L

Syn.: *Cyperetum pannonici* Wendbg. 43, 50 T; *Puccinellietum distantis* cons. *Acorellus pannonicus* Soó 39 T

Areal : Alföld, Kleine Tiefebene (WENDBG. 43, 50), Mezőföld (BOROS 54b), Nyírség (SOÓ 39), Szeged (TIMÁR 57c), Batschka, Banat, Serbien (SLAVNIĆ 50 L)
(Salzzypergrasfluren)

? **Chenopodietum urbici** Soó 33c, 47b T.

Syn.: *Chenopodium urbicum-Xanthium strumarium* soc. Ubrizsy ap. Soó 47b, ass. TIMÁR 57c ; *Xanthio-Chenopodietum* Timár 54
— *xanthiosum strumarii* (fac. *Xanthium strumarium* Ubrizsy ap. Soó 47b)
— *marrubiosum vulgaris* (*Marrubium vulgare* fac. Timár 57c.)
— *atriplicosum tataricae-litoralis* (Ubrizsy ap. Soó 47b)
Areal : Alföld. An der Theiss und jenseits der Theiss. Vgl. auch TIMÁR 52, 53, 54
(Salzgänsefussges.)

4. **Juncion gerardi** Wendbg. 43, 50

Syn.: *Beckmannion erucaeformis* Soó 33c. p. p.
(Salzwiesen, auf Salz- u. Solontschakböden)

1. **Astereto-Triglochinetum** Soó (27) 47a, 47b T, 45, 49

Syn.: *Triglochinetum-Asteretum* Soó 27 ; *Triglochineto-Asteretum-»pannonici«* Todor 48, ȚOPA 39, 53)
— *juncosum gerardi* (subass. *Juncus gerardi* Țopa 39, 55, TODOR 48)
— *scorzonerosum parviflorae* (subass. *Scorzonera parviflora* Țopa 39, 55, TODOR 48, fac. Soó 47b)
— *asterosum tripolii* (fac. *Aster tripolium* Soó 47b)
b) *plantaginetosum cornuti* (subass. v. consoc. *Plantaginetum cornuti* Soó 47a, 47b T)
Areal : Siebenbürgen (Mezőség), Rumänien, UdSSR.
(Salzsternblume-Dreizack-Ges.)

2. **Juncetum gerardi pannonicum** (Wenzl 34) Wendbg. (43) 50 T

Syn.: *Juncus gerardi-Scorzonera parviflora* ass. Wendbg. 43, SLAVNIĆ 48 L ; *Juncetum gerardi* Wenzl 34 ; *Triglochin* Bestände Bojko 32 ; *Heleocharidetum palustris* auct., BOJKO 32 ; *Juncus gerardi-Aster tripolium* ass. Šmarda 53
non *Agrostis alba-Juncus gerardi* ass. Tx. (37) 50.
— *eleocharosum palustris* (fac. *Heleocharis palustris* Wendbg. 43, 50, SLAVNIĆ 48)
— *agrostosum albae* (fac. *Agrostis alba* Wendbg. 43, 50 ; SLAVNIĆ 48)
— *lotosum tenuifolii*, *trifoliosum fragiferi* (fac. *Lotus tenuifolius*, fac. *Trifolium fragiferum* Slavnić 48)
b) *juncetosum articulati* (*Juncetum articulatae* [sic!] Wendbg. 50 T. Übergang zum *Potentillion anserinae*.)

Areal : Alföld, Kleine Tiefebene, um den Neusiedler See, usw. Mähren. Batschka, Banat, vgl. noch HÖFLER 37, WENZL 34.
(Salzbinsenges.)

3. **Puccinellietum limosae transsilvanicum** Soó 27, 45, 47a, 47b T

Syn.: *Puccinellietum transsilvanicae* Soó 27, 27b ; *Staticeto-Artemisietum monogynae* subass. *Puccinellia limosa-transsilvanica* Todor 48.
Facies : Soó 47b.
b) *peucedanetosum latifolii* Soó 47b T
Areal : Siebenbürgen (Mezőség)
(Siebenbürgische Zickgras-Salzwiesen)

4. **Agrosteto-Caricetum distantis** (Rpcs. 27) Soó 30b, 45, 50, 51b

Syn.: *Caricetum distantis* Rpcs. 27, Soó 30b ; *Carex distans-Taraxacum bessarabicum* Wendbg. 43, 50 ; SLAVNIĆ 48 L ; *Agrostidetum albae caricetosum distantis* Soó 38 ; *Agrostis alba-Carex distans* ass. Tx. 50*
A. *normale*
a) *agrostetosum* (*Agrostidetum albae* Rpcs. 27, Moesz 40 ; cons. *Agrostis alba* Soó 47b, TIMÁR 57c, fac. Slavnić 48)
— *asterosum pannonici* (fac. Soó 47b, SLAVNIĆ 48 ; *Agrostis alba-Aster pannonicus* ass. Soó 30b)
— *plantaginosum maritimae* (*Carex distans-Plantago maritima* ass. Rpcs. 27 ; subass. *Plantago maritima* Tx. 50)
— *schoenoplectosum* (*Agrostis alba-Schoenoplectus tabernaemontani* Soó 32a L)
— *triglochinosum* (*Triglochin palustre-Carex distans* ass. Rpcs. 27)
— *puccinelliosum limosae*, *caricosum distantis*, *juncosum gerardi*, *eleocharosum*, *trifoliosum fragiferi* Slavnić 48
— *agropyrosum* (*Agropyron repens* fac. Timár. 57c)
b) *festucetosum arundinaceae* (cons. Soó 47b ; *Carex distans-Festuca arundinacea* ass. Rpcs. 27 ; *Agrostideto-Glycerietum* cons. *Festuca arundinacea* Soó 40, 41)
c) *molinietosum coeruleae* (cons. Soó 47b ; *Molinia coerulea* ass. Rpcs. 27 — non aliorum ; *Agrostideto-Glycerietum* cons. *Molinia coerulea* Soó 40, 41)
B. nyírségense (»samicum«) Soó 47b T (*Agrostis alba-Carex distans-Heleocharis palustris* ass. Soó 39 T ; *Agrostideto-Caricetum distantis heleocharidetosum (-osum)* Soó 36b, 39b)
— *eleocharosum* (*Heleocharidetum* Soó 36b)
C. peisonis Soó nom. nov. (*Carex distans-Taraxacum bessarabicum* ass. Wendbg. s. str.; *Plantaginetum maritimae* Bojko 32 p. p.?, WENZL 34)

* Diese »Ass.« umfasst auch die ersten 3 Ass. des *Beckmannion eruciformis*.

— *taraxacosum* (*Taraxacum bessarabicum* fac. Wendbg. 50, Slavnić 48. *Festuca pseudovina-Carex pannonica* ass. *Taraxacum bessarabicum* fac. Klika 37).
b) *eleocharetosum pauciflorae* (*Eleocharidetum pauciflorae* Bojko, subass. *Heleocharis pauciflora* Wendbg. 43, 50)
Areal : Alföld, Kleine u. Grosse Tiefebene, verbreitet, vgl. noch Borhidi 55, Boros 54b, Walter 29. In der Kleinen Tiefebene die subass. C., in der Nyírség die subass. B.
(Straussgras-Seggenwiesen)

5. **Caricetum divisae** Slavnić 48 L

Vielleicht nur Subass. der vorigen. Alföld : Bugac (Kovács M. ined.), Batschka Banat.
(Knopfbinsenseggen-Ges.)

6. **Plantagineto** *(cornuti)*—**Agrostetum albae** Soó et Csürös 47a, 47b T, 45

Syn. : *Agrostis alba—Plantago cornuti* ass. Soó et Csürös l. c. ; *Carex distans—C. vulpina* ass. Todor 48
— *eleocharosum palustris* (cons. *Heleocharis palustris* Soó 47a, b)
— *caricosum vulpinae-crassinervis* (cons. *Carex vulpina* Soó 47a, b ; *Carex distans-vulpina* ass. Todor p. p.)
— *caricosum distantis* (cons. *Carex distans* Soó 47a, b ; *Carex distans-vulpina* ass. Todor p. p.)
b) *festucetosum pratensis* Soó 47a, b T (*Plantagineto-Festucetum pratensis* Soó l. c.; *Agrostis alba-Plantago cornuti* ass. *Festuca pratensis* subass. Soó l. c.)
Areal : Siebenbürgen (Mezőség)
(Siebenbürgische Wegerich-Straussgras Salzwiesen)

5. Beckmannion eruciformis Soó 33c

(Alkaliwiesen auf Solonezböden)

1. **Agrosteto-Alopecuretum pratensis** Soó (33c L) 47b T, 45, 51b

Syn.: *Alopecurus pratensis-Agrostis alba* ass. Soó 33c, Máthé 33 L ; *Glyceria poiformis-Alopecurus pratensis* ass. Magyar 28 p. p.; *Caricetum distantis* Soó 30b p. p.; *Agrostis gigantea-Alopecurus pratensis* ass. Balázs 43c ; *Alopecurus-Rorippa kerneri* ass. Slavnić 48 L ; *Agrostis alba-Alopecurus pratensis-Glyceria poiformis-Carex distans* ass. Ujv. 37 L p. p.; *Agrostideto-Glycerietum* subass. *Alopecurus pratensis* Soó 40, 41 ; *Agrostis alba-Carex distans* ass. *Pastinaca sativa* subass. (»Soó«) Tx. 50
— *agrostosum albae, alopecurosum pratensis* Slavnić 48
— *beckmannietosum eruciformis* Slavnić 48

— *staticetosum gmelini* Slavnić 48

b) subass. *Trifolium fragiferum-Potentilla reptans* Ubrizsy 48 T (in Reisfeldern)

Areal : Alföld. Kleine u. Grosse Tiefebene, jenseits der Theiss, in der Batschka, im Banat, in früheren Überschwemmungsgebieten. Vgl. noch BORHIDI 55, ZÓLYOMI 46, TIMÁR 57c

(Straussgras-Fuchsschwanzgras-Wiesen—Alkalische Überschwemmungswiesen.)

2. **Agrosteto-Glycerietum poaeformis** Soó (33c L) 47b T, 40, 41, 45

Syn.: *Agrostis alba-Glyceria fluitans* var. *poiformis* ass. Soó 33c ; *Glyceria poiformis-Alopecurus pratensis* ass. Magyar 28 p. p.; *Glyceria poiformis* ass. Rpcs. 27b ; *Agrostideto-Beckmannietum glyceriosum* Soó 36b ; cons. *Glycerietum fluitantis* Soó 36b ; *Oenanthe silaifolia-Beckmannia* ass. Slavnić subass.; *Glyceria fluitans* Slavnić 48 ; *Agrostis alba-Carex distans* ass. subass. *Glyceria poiformis* Tx. 50.

Fac.: *Glyceria, Glyceria-Agrostis, Glyceria-Beckmannia* Slavnić 48

Areal : Alföld, bes. jenseits der Theiss (z. B. Hortobágy), im Süden (TIMÁR 57c, bis Mazedonien, nach SLAVNIĆ)

(Straussgras-Schwadengras-Wiesen)

3. **Agrosteto—(Eleochareto)-Alopecuretum geniculati** Soó 39, 47b T

Syn.: *Agrostis alba-Alopecurus geniculatus* ass. Magyar 28, subass. Soó 33c ; *Agrostidetum albae alopecuretosum genic.* Soó 38 ; *Agrostideto-Glycerietum* subass. *Heleocharis palustris-Alopecurus genic.* Soó 40

a) *alopecuretosum* (cons. *Alopecurus geniculatus* Soó 47b)

b) *eleocharetosum* (cons. *Heleocharis palustris -uniglumis* Soó 47b ; *Heleocharidetum palustris* Rpcs. 27. et auct. p. p.; *Agrostis alba-Heleocharis palustris* subass. Soó 33c, ZÓLYOMI 46 ; *Alopecurus geniculatus-Heleocharis palustris* subass. Ujv. 37 L ; *Agrostidetum albae heleocharidosum* Soó 36b)

— *ranunculosum aquatilis* (fac. *Ranunculus aquatilis* Soó 47b)

Areal : Alföld, bes. jenseits der Theiss (z. B. Hortobágy)

(Sumpfbinsen-Knickfuchsschwanzgras-Wiesen)

4. **Agrosteto-Beckmannietum** (Rpcs. 16) Soó 33c L, 36b, 40, 41, 45, 47a, b T, 50, 51b, ȚOPA 39a

Syn.: *Agrostis alba-Beckmannia eruciformis* ass. Rpcs. 27b, Soó 30b, MÁTHÉ 33 L ; *Beckmannia eruciformis* ass. Magyar 28, MÁTHÉ 39 ; *Agrostideto-Beckmannietum* subass. *Beckmannia* Soó 33c, UJV. 37 L ; *Agrostis gigantea-Beckmannia* ass. Balázs 43 ; *Oenanthe silaifolia-Beckmannia* ass. Slavnić 48 L subass. *Rorippa Kerneri.*

— *alismatosum* (fac. *Alisma lanceolatum* Soó 47b)

— *staticosum* (fac. *Statice gmelini* Soó 47b ; *Agrostis alba-Statice Gmelini* ass. Rpcs. 27b)
— *asterosum* (fac. *Aster pannonicus* Soó 33c, 47b)
— *agrostosum albae, beckmanniosum* (Slavnić 48)
b) *ranunculetosum lateriflori* (subass. *Ranunculus lateriflorus* Soó 47b T)
Areal : Alföld. Grosse Tiefebene, bes. jenseits der Theiss, und im Süden (bis Mazedonien, nach SLAVNIĆ). Auch im Mittelgebirge, am Sárhegy bei Gyöngyös (KÁRPÁTI 54). Vgl. noch IGMÁNDY 39, TIMÁR 54, ZÓLYOMI 46 (Raupengraswiesen)

6. Festucion pseudovinae Soó 33c

Syn.: *Puccinellio-Staticion* Topa 39 p. p.; *Trifolio-Ranunculion pedati* Slavnić 48; *Halo-Artemision* Pign. 53

Einige Gesellschaften dieses einheitlichen Verbandes der Salzsteppen werden zu *Halostachyetalia* Grossheim 29 (einer pontisch-mittelasiatischen Klasse), andere zu den *Brometalia* bzw. dem Verband *Festucion valesiacae*, andere wiederum zur Klasse *Arrhenatheretalia* gerechnet (WENDBG. 50)
(Alkalisteppen*)

1. **Achilleeto-Festucetum pseudovinae** (Magyar 28) Soó (33) 45, 47b T, 50, 51b

Syn.: *Achillea-Inula britannica* ass. Magyar 28 ; *Inula britannica* ass. Rpcs. 27 ; *Pseudovinetum* Rpcs. 27 p. p.; *Festucetum pseudovinae, Achillea-Inula* subass.= *F. pseudovinae achilleosum* Soó 33c L, 40, 41, MÁTHÉ 33 L, UJV. 37 L ; *Festuca pseudovina-Centaurea pannonica* ass. Klika 37 p. p., nec Wendbg. 50. [Die Tabelle 14 bei WENDELBERGER 50 stellt kein *Achilleo-Fest. pseudovinae* dar.] *Festucetum pseudovinae pannonicum* Knapp 42 p. p., WENDBG.; *Festucetum pseudovinae* Slavnić 48 L p. p.; *Ranunculetum pedati* Slavnić 48 L p. p. (subass. *typicum*)
— *caricosum stenophyllae* (fac. v. consoc. Soó 33c, 47b, Slavnić 48 ; *Carex stenophylla* ass. Rpcs. 27)
— *c. praecocis* (Slavnić 48) ;
— *hieraciosum pilosellae* (fac. *Hieracium pilosella* Soó 33c, 47b)
— *asterosum linosyris* (fac. *Aster linosyris* Klika 37)
B. transsilvanicum Soó 47a, b T *(polygonetosum patuli)* (*Festuca pseudovina-Polygonum patulum* ass. Soó 47a; *Festuceto-Asteretum linosyris* Todor 48. Dessen Faz. *Seseli varium* gehört zu *Festucetum sulcatae*)
C. australe Soó nom. nov. *(trifolietosum subterranei)* (*Trifolietum subterranei* Slavnić 48 L p. p. subass. *Fragaria collina, Trifolium ornithopodioides)*

* aber keine Salzhalbwüsten—*Halostachyetalia*.

— *fragarietosum collinae* (=*viridis*) Slavnić 48 (Weitere Fazies: *Ornithogalum gussonei, Galium verum, Ononis spinosa, Poa pratensis, Festuca pratensis*)
— *trifolietosum ornithopodioidis* Slavnić 48 (Weitere Fazies: *Alopecurus pratensis, Festuca pseudovina, Poa pratensis, Trifolium repens)*

Das *Trifolietum subterranei* kann man als selbständige, aber dem *Achilleeto-Festucetum pseudovinae* nahestehende Ass. auffassen; die *Fragaria collina* Subass. entspricht einem Übergang zum *Alopecuretum* bzw. *Agrosteto-Alopecuretum*, die *Trif. ornith.* Subass. dagegen ist dem typischen *Achilleeto-Festucetum* gleich, nähert sich aber den Lössweiden. Die dritte Subass. von *Statice gmelini* ist eine südliche Ausbildungsform des *Artemisieto-Festucetum pseudovinae*. Das *Ranunculetum pedati* ist auch ein Gemisch, nach der Liste stimmt es mehr oder minder mit dem *Achilleo-Festucetum pseudovinae* des Theissgebiets überein (keine dort fehlenden Charakterarten!), die Subass. von *Statice gmelini* zieht man mehr zum *Artemisio-Festucetum pseudovinae*. (Weitere Fazies: *Ornithogalum gussonei, Ranunculus pedatus, Poa bulbosa vivipara, Bromus mollis f. nanus* Slavnić 48)

Areal: Alföld. Kleine Tiefebene (Borhidi 55, Bojko 34, Klika 37, Krist 40, Knapp 42, 44, Wendbg. 43, 50, Wenzl 34), Mezőföld (Boros 53b), selten im Donau—Theiss-Zwischenstromland (Hargitai 42b), dagegen an der Donau und der Theiss, jenseits der Theiss (vgl. auch Csapody 55, Igmándy 39, Repp 44, Timár 54, 57c, Zólyomi 46), dann in Siebenbürgen: Mezőség (subass. B.) und in Jugoslawien, im Süden des Tieflandes (subass. A. C.)
(Schafgarbe-Alkalisteppe)

2. **Peucedano-Asteretum punctati** Soó 47b T, 50, 51b

Syn.: *Alopecurus pratensis-Agrostis alba* ass. *Aster punctatus-Artemisia pontica* fac. Máthé 33 L, Soó 33c; *Pseudovinetum Aster p.-Artemisia* p. fac. Soó 33; *Pseudovinetum* Máthé 39 p. p.; *Peucedanum officinale* soc. Moesz 40; *Festuca pseudovina-Peucedanum officinalis* ass. Rpcs. 27b; *Alopecuretum-Peucedanum* off. fac. Prodan 56

a. *alopecuretosum pratensis* (subass. *Alopecurus pratensis* Soó 47b)
b. *festucetosum pseudovinae* (subass. *Festuca pseudovina-sulcata* Soó 47b)
— *caricosum praecocis* (fac. *Carex praecox* Soó 47b)
c. *festucetosum sulcatae* (Zólyomi ined.) Kerecsend, Mezőcsát (Zólyomi ined.)

Areal: Alföld, bes. jenseits der Theiss, in den Wäldern von Ohat, Fás, Hencida, Kemenesalja usw., auch an der Stelle einstiger Wälder.
(Alkalisteppen-Waldwiesen)

3. **Artemisieto-Festucetum pseudovinae** Soó (33), 45, 47b T, 50, 51b

Syn.: *Festucetum pseudovinae, Artemisia monogyna* subass. *F. pseudovinae artemisiosum*. Soó 33c L, 40, 41, Ujv. 37 L; — *Festuca pseudovina* ass.

Magyar 28 et auct. p. p.; *Pseudovinetum* Rpcs. 16, 27a, b ; *Artemisietum monogynae* Bojko 32, Wenzl 34 ; *Statice gmelini-Artemisia monogyna* ass. (»Ţopa«) subass. *Festuca pseudovina* Wendbg. 43 ; *Festuca pseudovina-Centaurea pannonica* ass. Klika 37 p. min. p.; *Staticeto-Artemisietum monogynae* Slavnić 48 L, 53, Wendbg. 50 T. — non Ţopa ; *Trifolietum subterranei et Ranunculetum pedati* subass. *Statice gmelini* Slavnić 48 ; *Festucetum pseudovinae* subass. *halophilum* Slavnić 48.

a) *normale* (subass. *normale* Soó 47b ; subass. *Festuca pseudovina* Slavnić 48)
— *agropyrosum (Statice gmelini-Agropyrum repens* ass. Rpcs. 27, 27b, Slavnić 48)
— *eragrostosum* (fac. Soó 47b, *Eragrostis pilosa* soc. Moesz 40)
— *polygonosum avicularis* (fac. Soó 47b, *Polygonetum avicularis* Rpcs. 27 ; *Polyg. aviculare* soc. Moesz 40)
— *staticosum gmelini* (fac. Soó 47b, *Statice gmelini-Festuca pseudov.* soc. Moesz 40) *Ranunculetum pedati* fac. *Statice g.* Slavnić 48
— *plantaginosum maritimae* (fac. Soó 47b, *Festuca pseudovina-Plantago maritima* ass. Rpcs. 27 ; *Plantago maritima* soc. Moesz 40)
— *plantaginosum schwarzenbergianae* (*Ranunculetum pedati* fac. *Plantago* schw. Slavnić 48)
— *artemisiosum monogynae* (consoc. *Artemisia monogyna* Soó 47b ; *Artemisietum monogynae* Rpcs. 27b, soc. Moesz 40 ; *Artemisietum mon. purum* Soó 47b)
— *puccinelliosum limosae* (fac. Soó 47b ; subass. *Puccinellia limosa* Wendbg. 43, 50, Slavnić 48, non Ţopa 50 ; *Puccinellietum limosae* fac. *Artemisia monogyna* Klika 37) Übergang zum *Puccinellietum.*
— *camphorosmosum* (fac. Soó 47b, *Camphorosma annua* Variante Wendbg. 43, 50 ; *Staticeto-Artemisietum camphorosmetosum* Slavnić 48 ; *Artemisia monog.* — *Camphorosma ovata* ass. Rpcs. 27) Übergang zum *Camphorosmetum.*

b) *lepidietosum* (Soó 47b, *Festuca pseudovina-Lepidium cartilagineum* subass. Soó ; *Festuca pseudovina* ass. Moesz 40 e territorio Kiskunság ; *Statice gmelini-Artemisia monogyna* ass. Variante *Aster pannonicus* Wendbg. 50)

c) *cladonietosum* Soó et Ubrizsy 47b *(lichenosum* Ubrizsy ap. Soó 47b)

B) **nyirségense** Soó 47b L *(Festucetum pseudovinae* Soó 39 T)
— *caricosum stenophyllae* (fac. Soó 38)

C) **australe** Soó nom n. (*Trifolietum subterranei* subass. *Statice gmelini* Slavn. 48 mit *Festuca pseudovina* u. *Alopecurus pratensis* Faz.)

Areal : Alföld. Kleine Tiefebene (Bojko 32, Wenzl 34, Wendbg. 43, 50, Polgár 41, Klika 37), Mezőföld (Boros 53b, 54b), Donau—Theiss-Zwischenstromland (b. auf Solontschak, Moesz 40), jenseits der Theiss (häufig vgl. noch Repp 44, Zólyomi 46),

im Süden (SLAVNIĆ 48, 53 ; auch subass. C), in der Nyírség (subass. B : Soó 38)
(Wermut-Alkalisteppe)

4. **Artemisietum salinae** Soó 27, 27b, 45, 47a, 47b T

Syn.: *Staticeto-Artemisietum monogynae* Topa 39, TODOR 48 ; *Limonieto-Artemisietum monogynae* Topa 54 ; *Artemisio-Festucetum pseudovinae transsilvanicum* Soó 47a, b ; *Festuca pseudovina-Artemisia salina* ass. Soó 33
— *puccinelliosum limosae* (fac. Topa 39, subass. Wendbg. 43, 50)
— *staticosum* (fac. Soó 47b ; subass. *Statice gmelini* Todor 48)
— *peucedanosum latifolii* (fac. Topa 39 ; subass. Wendbg. 43, 50)
Areal : Siebenbürgen (Mezőség), Rumänien, bes. Moldau.
(Östliche Wermutsteppen)

5. **Artemisieto-Petrosimonietum triandrae** Soó 47a, b T

Syn.: *Petrosimonietum triandrae* Soó 27, 27b, TODOR 48
Areal : Siebenbürgen (Mezőség)
(Siebenbürgische Salzhalbwüsten)
Diese Gesellschaft, ebenso wie die von KELLER und TOPA beschriebenen *Obionetum verruciferae*, *Camphorosmetum pilosae* und *Halocnemetum strobilacei* gehören wohl zur Ordnung *Halostachyetalia*.

DIE BOTANISCHE ERFORSCHUNG DES SEES FEHÉRTÓ BEI SZEGED

Von

† L. TIMÁR

KLIMATOLOGISCHES INSTITUT DER UNIVERSITÄT, SZEGED

(Eingegangen am 14. II. 1957)

I. Geologische Vergangenheit des Fehértó

Nach der Feststellung der Geologen von Szeged (I. MIHÁLTZ—L. TIMÁR—L. GYOVAI, 1950—51) ist auf den aquatilen Sand der ehemaligen Vertiefungen des Sees Fehértó am Ende des allerletzten Abschnittes des Pleistozäns eine Lössdecke gefallen. Dieser Löss ist auf dem im Süden bis zur Höhe von 187 m ü. M. steigenden Rande bis heute in Form von kontinentalem Löss erhalten geblieben, dagegen entstand daraus in der Mulde durchgewaschener Infusionslöss. Die Fichten—Birken Periode des Holozäns kann im Becken des Fehértó nicht nachgewiesen werden. Die dicke Sanddecke des Nordteiles des Sees stammt aus der Haselnuss-Periode (8000—5000 v. Zr.), die der mittleren Steinzeit entspricht. Der Infusionslöss der Mulde beginnt auch zur gleichen Zeit zu versalzen. Die Alkalisierung nimmt ihren Fortgang in der Eichen-Periode weiter (5000—2500 v. Zr., neuere Steinzeit) im warmen, gemässigten Klima. Im ersten Teile der Buchen-Periode (2500—800 v. Zr., Bronzezeit) im gemässigten, feuchten Klima sammelt sich pechschwarzer Wiesenton unter der üppigen Sumpfvegetation zusammen, die in der östlichen tieferen Ecke auch die Dicke von 1 m erreicht. In der gemässigten, kaum feuchten Periode der zweiten Buchenzeit wird der Flugsand aufs neue locker und wandert auf der Oberfläche des alkalischen Lösses — eine dünne, zerrissene Decke bildend — entlang der Nord- und Westteile des Sees weiter. Diese durch Nordwest-Winde fortgeschleppte Sandmenge von 20—30 cm Dicke hat das Teichbecken von den anderen Niederungen des Donau—Theiss Zwischenstromlandes endgültig isoliert und den Weg des Abflusses durch das »Matyér« (ein Bächlein) versperrt, wodurch die Alkalisierung aufs neue begann. Die Entstehung des schwarzen humosen Schlammes setzt sich auch in unseren Tagen fort: am Ort der verschwundenen Wasserpflanzen schlägt sich ein Schleier vom humosen, karbonatreichen Schlamm nieder, der sich aber beim Austrocknen abgelöst vom Winde verweht wird. Der Boden des ausgetrockneten Sees ist bereits deshalb nicht gleichförmig schwarz. Die Quarzkörnchen des ausgelaugten Bodens in den sodareicheren und sandigeren Nordteilen und das infolge der

Verdunstung auf der Oberfläche sich anhäufende Sodasalz (Na_2CO_3) verleihen der Gegend eine grelle weisse Farbe.

II. Historische Vergangenheit des Fehértó

Unser allererstes bekanntes historisches Dokument ist die Urkunde aus der Zeiten des Königs MATTHIAS (1473), die das auf den nachmaligen Landkarten »Lacus Fehér-Tó« benannte alkalische Becken öfters beim Namen »Feyertho«, Fejerto« erwähnt.

Nach einer Landkarte aus dem Jahre 1778 war der Flächeninhalt des Sees wesentlich kleiner, aber er war warscheinlich tiefer als der heutige. Dagegen im Frühling 1871 überschwemmte er weite Gebiete. Gerade deshalb wird im folgenden Jahre der Fehértó—Matyér Kanal fertiggestellt, um dadurch sein Wasser mit Umgehen der Stadt Szeged in die Theiss strömen zu lassen. Trotzdem überschwemmt er 1881 wieder und dringt bis zum Damm von Szeged vor.

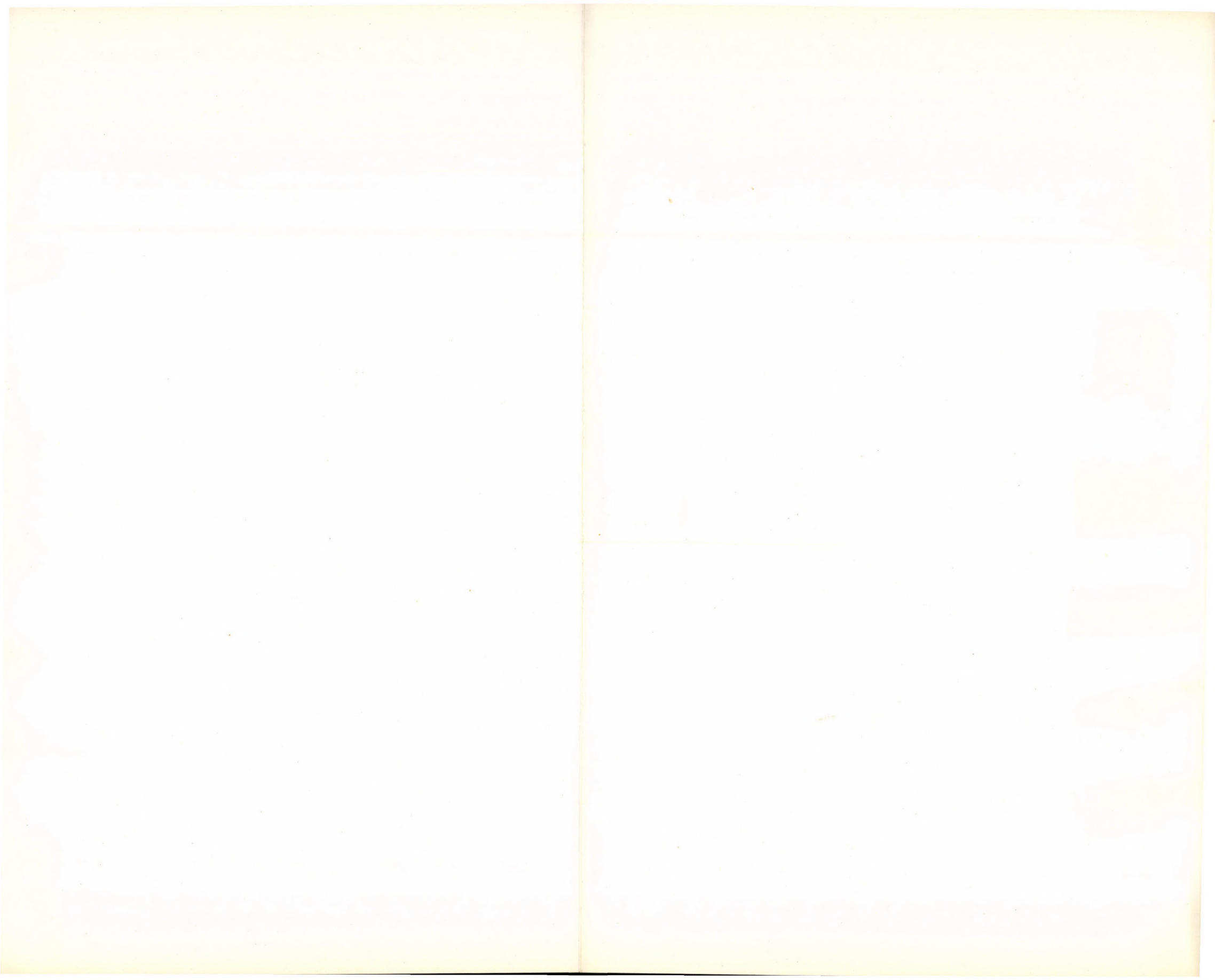
Entlang des Südufers des mächtigen Alkalisees mit einer Ausdehnung von ungefähr 3000 Katastraljoch (14,176 km^2), (6 km lang und 4 km breit, rund 10 km weit von Szeged) hat die Stadt im Jahre 1932 auf ungefähr 1300 Katastraljoch 10 Fischteiche zustande gebracht und 1951 im NW noch einen. Um zum Teil das Wasser der Teiche zu sichern, zum Teil die überflüssige Wassermenge abzuleiten, wurde zur gleichen Zeit mit dem Ausbau der Fischteiche der Hauptkanal von Algyő, später im Jahre 1942 der den See quer zerschneidende Hauptkanal von Majsa ausgebaut, um die von Kismarja fliessenden Wildwässer durch den Fehértó in die Theiss zu leiten. 1938 wurde auf Vorschlag von Doz. P. BERETZK am südlichen Teile eine Vogelschutzreservation auf einem Gebiet von 350 Katastraljoch aufgestellt, die nachträglich aufs doppelte vergrössert wurde.

III. Der Fehértó in unseren Tagen

Der Boden des Sees ist im ganzen genommen ein für den Pflanzenbau ungeeigneter Alkaliboden IV. Klasse. Der Ackerbau ist im Nordteile infolge der Salzefflorescenzen unmöglich, in den anderen — alkalischer Löss mit Kalkkonkretionen — wegen der mit Natrium gesättigten Kolloide der oberen Bodenschicht. Dagegen beginnt in den Randteilen auf solonetzartigem Boden mit Struktur schon der Ackerbau.

Infolge der ungünstigen Bodenverhältnisse im Norden ist die natürliche Pflanzendecke einförmig, im Süden mannigfaltiger, für Schafweide kaum geeignet. »Wenn das ‚Kleiengras' (= *Erophila verna*) blüht, kann die Weide schon das Schaf aushalten« — sagt der Schafhirt von Fehértó. Bessere Mäh-

VEGETATIONSKARTE DES SEES FEHÉRTÓ BEI SZEGED AUFGENOMMEN VON L. TIMÁR, SZEGED, 1951.

Abb. 1.

wiesen und Weiden findet man nur im Ostteile entlang der Westseite des nach Norden laufenden alten, verfallenen »Gelben Dammes«. In diesen an alkalischen *Trifolium*-Arten reichen *Achilleo-Festucetum pseudovinae* Gesellschaften waren auch früher Schafstände. Im Jahre 1931 wurden Reiskulturversuche angestellt, in der Umgebung des Maschinenhauses der Schleuse des Algyő-Hauptkanals, aber die massenhafte Aufwucherung des die starke Alkalisierung allein ertragenden Bolboschoenus hatte allen weiteren Versuchen ein Ende gemacht. Die Weide ist immer mehr auf das Gebiet des sogenannten »Disznójárás« zurückgedrängt worden, zwischen dem »Gelben Damm« und der Landstrasse Szeged—Sándorfalva. Nebst der Fischereiwirtschaft sind heute die Schilfproduktion und das Kamillensammeln *(Matricaria chamomilla)* die einträglichsten Einnahmequellen. Im Norden wird Sodasalz gesammelt und damit in Szeged hausiert, *Bolboschoenus maritimus* wird für Streu und Ofenheizung, *Schoenoplectus tabernaemontani* für Flechten gemäht. Der Rohrkolbenschlag *(Typha angustifolia* et *latifolia)* und das Heusammeln auf Alkaliboden sind heute schon unbedeutend.

IV. Botanische Erforschung des Sees Fehértó

A. Forschung der Blütenpflanzen

a) **Die Flora.** Systematische Angaben des Sees werden zuerst von B. LÁNYI, dem berühmten Floristen der Stadt Szeged mitgeteilt (1915). S. HERKE zählt in seinem Studium über die Bodenverhältnisse des Fehértó 13 Arten als Bodenindikatoren auf.

Mit der Übersiedlung der Universität von Kolozsvár nach Szeged ist seitdem der mehrmals erneuerte Plan des Botanischen Institutes der Universität und anderer Institutionen auch die Forschung des Fehértó. Ein Produkt der Ergebnisse dieser Bestrebungen ist die zusammenfassende Arbeit von E. FELSZEGHY (Debreceni Szemle, 1936). Weitere Angaben wurden mitgeteilt von TUZSON (ap. SOÓ 1927), GLÜCK (in SOÓ—MÁTHÉ 1938), ZSÁK (1941), CZÓGLER (1938), GYŐRFFY (1943), CSONGOR (1954), TIMÁR (1952, 1954). I. KÁRPÁTI gibt eine gemeinverständliche Übersicht (1948) über die halophilen Bäume und Sträucher des Teiches, später untersucht er die Wirkung der Kultur im Gebiete des Sees (1950). Ausser meinen eigenen Angaben (!) habe ich auch noch die Sammlungen von I. KÁRPÁTI, GY. CSONGOR, K. CZÓGLER und Frau J. VÉGH benutzt.

b) **Die Vegetation.** Die Vegetationsforschung wurde von R. RAPAICS begonnen (1927, 1928). Indem er sich mit den Pflanzengesellschaften des Fehértó und der Alkalisteppen der Umgebung wie Bezurszék, Gyevifertő, beschäftigt, erwähnt er zwei grosse, gebietbedeckende Gesellschaften: *Phragmitetum* und *Bolboschoenetum*. E. FELSZEGHY (1936) stellt in seiner Kartenskizze nur die auffallendsten Assoziationen dar. Ich selbst sammelte seit 1941 systematisch im Gebiete des Fehértó. Im Rahmen der pflanzengeographischen Forschungen der Akademie habe ich im Jahre 1951 die Vegetationskarte des Teiches (s. Kartenanlage) unter Mitwirkung GY. BODROGKÖZI, J. JEANPLONG und I. PRÉCSÉNYI aufgenommen. Ich habe die ganze Phanerogamenflora aufgesammelt, seine Pflanzengesellschaften analysiert und zum Teil publiziert (TIMÁR 1954), die Aufnahme eines *Puccinellietum*-Initialstadiums ist in der Arbeit von I. MÁTHÉ—I. VINCZEFFY—I. PRÉCSÉNYI erschienen (1953. 8, 2. Aufnahme).

Im Februar 1952 hat man im Stadtmuseum von Szeged begonnen, das Material der Ausstellung »Lebende Welt des Fehértó« zu sammeln. Zu dieser Zeit habe ich das auf die Geologie und Vegetation des Fehértó bezügliche Drehbuch fertiggestellt. Zwei farbige Landkarten wurden ausgestellt, die die Frühlings- und Herbstvegetation des Sees veranschaulichten. Das von GY. CSONGOR gesammelte Anschauungsmaterial wurde Ende 1952 ausgestellt (s. Délmagyarország, 7. Dez. 1952, S. 4).

Infolge der Tätigkeit der Filmexpedition von I. HOMOKI-NAGY wurde im Jahre 1952 ein Farbfilm über das Leben des Sees unter dem Titel »Vadvízország« (Land der Wildgewässer) aufgenommen.

B. Die Forschung der Sporenpflanzen

a) Die Pilzforschung ist völlig vernachlässigt, bloss L. BÉRCZI (1941, 1952) gab einen Wasserpilz bekannt. Einige meiner Angaben bedeuten nur den Anfang.

b) Die Publikation der Algen wird von E. FELSZEGHY (1936) begonnen *(Nostoc commune)*. Bald erwähnte Frl. M. SZABADOS Wasserblüte (1950), und führte an einer der diese Blüte veranlassenden *Euglena*-Arten morphologische Beobachtungen durch. 1949 meldete sie über die Ergebnisse ihrer zehnjährigen Sammlungen von *Volvocales* und Flagellaten (36 Arten, 9 Varietäten, 2 Formen). T. HORTOBÁGYI (1955) machte auf Grund seiner Untersuchungen im Herbst 1954 aus dem Fischteich X. 32 Algen bekannt.

c) Die Flechtenforschung ist gleichfalls vernachlässigt. Ich habe bloss *Xanthoria parietina* mitgeteilt.

d) Die Bekanntmachung der Moose wird von E. FELSZEGHY (1936) begonnen (4 Arten, von I. GYŐRFFY bestimmt). Zur Kenntnis der Moose hat I. GYŐRFFY selbst mit einer (1939), während L. TIMÁR mit fünf Angaben (1954) beigetragen.

e) Die einzige Art der Farne ist *Pteridium aquilinum* (L. TIMÁR 1954).

Sammler: K. CZÓGLER (H. BAROSS, später RADNÓTI), GY. CSONGOR (H. CSONGOR), I. KÁRPÁTI (H.Vácrátót), Frau J. VÉGH (H. Pedag. Hochschule).

Enumeration

Rhizopedium sphaerocarpum (Zopf.) Fischer. (Bérczi 1941, 32)

1. **Fungi.**

Meine neuen Angaben:
Claviceps purpurea (Fr.) Tul. In. fruct. *Secalis cerealis!*
Bovista plumbea Pers.!
Uromyces striatus Schroet. in fol. *Medicaginis lupulinae!*
Puccinia graminis Pers. form. *agropyri* Kleb. in fol. *Agropyri repentis!*

Lichenes. Ihre Aufzählung nach dem Abschluss der begonnenen Flechtenforschungen (GALLÉ).

2. **Bryophyta.**

Riccia crystallina L. (TIMÁR 1954, 492)
Ceratodon purpureus (L.) Brid.! (FELSZ. 1936, 131)
Barbula vinealis Brid.! (TIMÁR 1954, 492)
B. unguiculata Hedw.!
B. fallax Hedw.!
+***Tortula muralis*** (L.) Hedw.!
+***Syntrichia ruralis*** (L.) Brid.!
Phascum acaulon L.!
Pottia bryoides (Dicks.) Mitt. (TIMÁR 1954. 492)
+***Grimmia commutata*** Hüben.!
+***G. pulvinata*** (L.) Sm.!
+***G. apocarpa*** (L.) Hedw.!
+***G. apocarpa*** (L.) Hedw. f. *epilosa* Boros!
Funaria hungarica Boros!
F. hygrometrica (L.) Sibth.! (FELSZ. 1931, 131, GYŐRFFY 1939, 85)
Bryum argenteum L. (FELSZ. 1936. 131)
+***Orthotrichum anomalum*** Hedw.!
+***Leskea polycarpa*** Ehrh.!
Amblystegium serpens (L.) B. E.!
Drepanocladus aduncus (Hedw.) Moenkem. var. *kneiffii* (Schimp.) Warnst. *(Phragmitetum)*!
Camptothecium lutescens (Huds.) B. E. (FELSZ. 1936. 131)
+***C. sericeum*** (L.) Kindb.!

+ *Brachythecium albicans* (Neck.) B. E. !
+ *B. salebrosum* (Hoffm.) B. E. !
Brachythecium populeum (Hedw.) B. E. (TIMÁR 1954. 493)

Die mit + bezeichneten Arten auf dem Steinpflaster der Schleuse.

3. **Pteridophyta**

Pteridium aquilinum (L.) Kuhn. (TIMÁR 1954, 493)

4. **Spermatophyta***

Ranunculus trichophyllus Chaix. ! et f. *terrestris* (Gr. et Godr.) Glück !
Ceratophyllum demersum L. !
C. submersum L.!
Potentilla supina L. !
Sedum caespitosum (Cav.) DC. !
Saxifraga tridactylites L. (TIMÁR 1954, 494)
Trigonella melilotus-coerulea (L.) A. et G. ssp. *procumbens* (Bess.) Thell.!
T. monspeliaca L.!
Melilotus albus Medic.! (KÁRP. 1950, 69)
Trifolium ornithopodioides (L.) Sm.!
T. incarnatum L. (Csongor)
Glycyrrhiza echinata L.! (KÁRP. 1950, 69)
Vicia hirsuta (L.) Gray!
V. cracca L.! (KÁRP. 1950, 69)
V. lathyroides L.!
V. angustifolia L.!
Lyhtrum hyssopifolia L.!
Epilobium hirsutum L.! (Véghné!)
E. tetragonum L.!
Myriophyllum spicatum L.! (Czógler!, Véghné!)
Torilis arvensis (Huds.) Lk.!
Galium aparine L.!
Malva neglecta Wallr.! (KÁRP. 1950, 69)
M. pusilla With.!
Linum catharticum L. (TIMÁR, 1954, 495)
Geranium dissectum L.!
Centaurium pulchellum (Sw.) Druce!
Cuscuta campestris Yuncker!
C. epithymum (L.) Murr.!
Heliotropium supinum L.!
Myosotis hispida Schlechtd.!
Teucrium scordium L.!
Leonurus marrubiastrum L.!
Veronica anagalloides Guss.
V. anagallidiformis (Bor.) Beck.!
Lindernia pyxidaria All. (Csongor!)
Rhinanthus rumelicus Velen.! (TIMÁR 1954, 495)
Utricularia vulgaris L.! (Csongor)
Plantago maritima L. var. *wulfenii* (Spr.) Beck.!
P. schwarzenbergiana Schur.!
P. lanceolata L. var. *hungarica* (LÁNYI 1915, 269)
Diplotaxis tenuifolia (L.) DC.!
Lepidium cartilagineum (J. May.) Thell.!
Sisymbrium officinale (L.) Scop.!
Arabidopsis thaliana (L.) Heynh.!
Camelina sativa (L.) Cr.!
Aster tripolium L. ssp. *pannonicus* (Jacq.) Soó, — var. *depressus* Kit.!
Filago germanica L.!

* Neue Fundorte zu Soó—MÁTHÉ: A Tiszántúl flórája 1938.

Gnaphalium uliginosum L.
G. luteo-album L. (Czógler!, Véghné!)
Anthemis austriaca Jacq.!
Achillea asplenifolia Vent.!
Chrysanthemum vulgare (L.) Bernh. (KÁRP. 1950, 69)
Artemisia maritima L. ssp. *salina* (Willd.) Gams! (Véghné!)
Tragopogon dubius Scop. (FELSZ. 1936, 131)
Scorzonera parviflora Jacq. (TIMÁR 1954, 497)
S. cana (C. A. Mey.) Simk.! et var. *tenuissima* (Borb.) Rpcs.! (Véghné!)
Taraxacum bessarabicum (Horn.) Hand.-Maz.! (HERKE 1934, 147)
Leontodon autumnalis L. var. *hajdonicalis* Rpcs., (CSONGOR 1954)
Sonchus oleraceus L.! (KÁRP. 1950, 69)
S. asper (L.) Hill.! (KÁRP. 1950, 69)
Cerastium brachypetalum Desp. var. *glandulosum* Koch!
C. semidecandrum L.!
C. pumilum Curt.!
Spergularia salina Presl.!
Beta vulgaris L. subspont.!
Chenopodium vulvaria L.!
Ch. botryoides Sm.! (FELSZ. 1936, 130, 131, HERKE 1934, 155)
Ch. ficifolium Sm.!
Atriplex litoralis L. var. *serrata* (Huds.) Sm.!
A. hastata L. var. *microtheca* Schum. et var. *salina* Wallr.!
Kochia scoparia (L.) Schrad.
Salsola kali L. ssp. *ruthenica* (Iljin) Soó! (FELSZ. 1936, 131)
Amaranthus chlorostachys Willd.!
A. albus L.! (KÁRP. 1950, 68)
A. crispus (Lesp. et Theven) Terrac.!
Rumex paluster Sm.!
R. conglomeratus Murr.!
Polygonum amphibium L. (KÁRP. 1950, 67)
P. patulum M. B. ssp. *kitaibelianum* (Sadl.) Jáv.!
P. lapathifolium L. ssp. *pallidum* (With.) Fr.
Fagopyrum vulgare Hill. (KÁRP. 1950, 68, sub *F. sagittato*)
Salix triandra L.!
S. cinerea L. (KÁRP. 1950, 69)
Alisma lanceolatum With.!
Potamogeton crispus L.! (KÁRP. 1950, 67, Véghné!)
P. pectinatus L.!
P. pusillus L. var. *tenuissimus* M. et K.!
Triglochin maritimus L.!
Najas marina L. (CSONGOR apud TIMÁR 1954, 497)
Zannichellia palustris L. var. *pedicellata* Wahlbg. et Rosén (CZÓGLER 1935, 4., KÁRP. 1950, 67)
Pycreus flavescens (L.) Rchb.!
Acorellus pannonicus (Jacq.) Palla!
Cyperus fuscus L. var. *virescens* (Hoffm.) Koch! (TIMÁR 1954, 498)
Schoenoplectus tabernaemontani (Gmel.) Palla! (FELSZ. 1936, 131)
Heleocharis acicularis (L.) R. Br.!
Bromus commutatus Schrad.!
Festuca pratensis Huds.!
Vulpia myuros (L.) Gmel.!
Poa compressa L.!
Triticum aestivum L.!
Hordeum distichon L.
Eragrostis pooides Beauv.!
Apera interrupta (L.) Beauv.!
Crypsis aculeata (L.) Ait.! (FELSZ. 1936, 129)
Heleochloa schoenoides (L.) Host.!
Digitaria sanguinalis (L.) Scop.!
Andropogon ischaemum L.!
Lemna trisulca L.! (Csongor!)
L. gibba L.! (KÁRP. 1950, 67)
Typha angustifolia L.! (KÁRP. 1950, 67)

Die Zahl der gesamten vorkommenden Arten (auch der nicht publizierten) ist 280.
Floristisches Spektrum :

Kozm	16,3%	Kont	9,0%
Adv	9,0%	Pont	1,1%
Cp	7,3%	Pont-Medit	1,7%
Eua	42,2%	Medit	5,0%
Eu	5,0%	Balk	0,6%
Em	1,7%	Pann	1,1%

Ökologisches Spektrum :

M	3,9%	H	30,9%
Ch	1,1%	G	5,0%
HH	8,4%	Th	50,7%

V. Die Vegetation des Fehértó

Die Übertragung der Phytozönosen mit kleinen dispersen Vorkommen auf die Karte ist undurchführbar. Die beigelegte Vegetationskarte zeigt die Gesellschaften grösserer Verbreitung — Assoziationen und kleinere Kategorien — dem Zustande im Jahre 1951 entsprechend. Die folgende Zusammenfassung gibt das vollständige zönologische System der Gesellschaften des Sees an.

Die mit + bezeichneten Gesellschaften sind auch auf der Karte dargestellt.

A) Ordo. **Potametalia** Koch

I. Foed. **Potamion eurosibiricum** (Koch) Vlieger (Wasserpflanzengesellschaften).

1. Ass. *Myriophylleto-Potametum* Soó

CS *Myriophyllum spicatum* Timár. In Laichteichen seichten Wassers.
CS *Potamogeton pusillus* Timár. Daselbst.
CS *Potamogeton crispus* Timár. Daselbst. Im seichten Wasser der Kanäle, an den Ufern.

II. Foed. **Hydrocharition** (Vierh.) Rübel (Schwebende Wasserpflanzengesellschaften)

2. Ass. *Lemneto-Utricularietum vulgaris* Soó.

CS *Ceratophyllum demersum* Timár. Daselbst. Im seichten Wasser der grossen Fischteiche.
CS *Lemna minor* Timár. Auf der Oberfläche kleiner, faulender Lachen .

B) Ordo. **Zosteretalia** Br.-Bl. et Tx.

III. Foed. **Ruppion maritimae** Br.-Bl. (Alkalische Wasserpflanzengesellschaften)

3. Ass. *Ranunculetum aquatilis-polyphylli* Soó. In Lachen der von Arbeitern ausgehobenen Gruben.

+ 4. Ass. *Parvipotameto-Zannichellietum pedicellatae* Soó. In den Laichteichen.

C) Ordo. **Phragmitetalia** Koch

IV. Foed. **Bolboschoenion maritimi** Soó (Alkalisumpfgesellschaften)

+ 5. Ass. *Bolboschoenetum maritimi* Soó. Allgemein. In grösster Ausdehnung im Gebiete der Reservation.

Bolboschoenetum maritimi Soó

CS. *Schoenoplectus tabernaemontani*

		1	2	3	4	5
	Deckungswert in %	80	90	90	100	100
	Chara foetida terrestris	—	—	—	—	—
HH Eu	*Ranunculus trichophyllus* f.	—	—	—	—	—
Th Eua	*Potentilla supina*	—	+	—	—	—
HH Kozm	*Myriophyllum spicatum*	—	—	—	—	—
H Em	*Teucrium scordium*	—	—	—	—	—
H Medit	*Mentha pulegium*	—	—	—	—	—
H Eua	*Plantago major*	—	—	—	—	—
HH Cp	*Rorippa amphibia*	—	—	—	—	—
H Pann	*Aster tripolium ssp. pannonicus*	—	1	—	—	+
Th Kozm	*Xanthium spinosum*	—	—	—	—	—
Th Kozm	*Xanthium strumarium*	—	—	—	—	+
Th Eua	*Bidens tripartitus*	—	+	—	—	—
G Eua	*Cirsium arvense*	—	—	—	—	—
Th Kozm	*Chenopodium glaucum*	—	+	—	—	—
Th Pont-M	*Chenopodium botryoides*	—	—	—	—	—
Th Eua	*Atriplex hastata var. microtheca*	—	+	—	—	—
Th Adv	*Amaranthus albus*	—	—	—	—	—
Th Eu	*Rumex paluster*	—	—	—	—	+
H Kont	*Rumex stenophyllus*	—	+	—	—	—
HH Cp	*Polygonum amphibium*	—	—	—	—	—
Th Kozm	*Polygonum lapathifolium*	—	—	—	—	—
HH Kozm	*Alisma plantago-aquatica*	—	1	—	+	—
HH Eua	*Alisma lanceolatum*	1	—	—	—	—
G Eua	*Juncus compressus*	—	—	—	—	—
HH Eua	*Schoenoplectus tabernaemontani*	4	4	4	4	3
HH Kozm	*Bolboschoenus maritimus*	—	1	2	1	2
G Kozm	*Heleocharis palustris*	+	1	—	1	—
HH Kozm	*Glyceria fluitans*	2	—	—	—	—
HH Kozm	*Phragmites communis*	—	—	—	—	—
G Kozm	*Cynodon dactylon*	—	—	—	—	+
H Cp	*Agrostis alba*	—	1	—	+	2
Th Eua	*Heleochloa alopecuroides*	—	—	—	—	—
Th Eua	*Heleochloa schoenoides*	—	1	—	—	—
Th Kozm	*Echinochloa crus-galli*	—	1	—	—	—
HH Kozm	*Lemna minor*	—	—	—	—	—
HH Cp	*Typha angustifolia*	—	—	1	—	—
HH Kozm	*Typha latifolia*	—	—	—	—	—

Accidenter :

Th Eu	*Ranunculus sardous*	11 : +	HH Cp	*Utricularia vulgaris*	11 : 1
HH Kozm	*Ceratophyllum demersum*	20 : +	H Kozm	*Plantago lanceolata*	11 : 1
H Pont-M	*Glycyrrhiza echinata*	17 : +	H Eua	*Inula britannica*	13 : +
G Kozm	*Convolvulus arvensis*	5 : +	H Eua	*Cichorium intybus*	11 : +
H Kozm	*Verbena officinalis*	11 : +	H Kozm	*Taraxacum officinale*	11 : +
H Kozm	*Prunella vulgaris*	11 : +	H Kozm	*Sonchus arvensis*	11 : +
H Cp	*Stachys palustris*	12 : +	Th Eua	*Spergularia marginata*	2 : +
HH Kozm	*Veronica anagallis-aquatica*	17 : +			

Artenzahl : 27.

Floristisches Spektrum :

CS *Schoenoplectus tabernaemontani :* Kozm 44,5, Adv 3,7 Cp 7,4 Eua 29,6 Em —,— Eu 3,7 Kont 3,7 Pont-Medit —,— Medit 3,7 Pann 3,7

CS *Alisma lanceolatum :* Kozm 34,8, Adv 2,0 Cp 16,3 Eua 30,6 Em 2,0 Eu 4,1 Kont —,— Pont-Medit 4,1 Medit 4,1 Pann 2,0

CS. *Alisma lanceolatum*

6	7	8	9	10	A—D	K_{10}	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	A—D	K_{10}
100	90	100	100	100			50	50	40	70	90	60	100	90	80	40		
—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	2	—	—	—	2	I
—	—	—	—	—	—	—	+	1	—	+	1	—	1	—	—	—	+—1	III
—	—	—	—	+	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	3	3	—	3	I
—	—	—	—	—	—	—	—	+	+	—	—	—	—	—	—	—	+	I
—	—	—	—	+	+	I	—	+	+	—	—	—	—	—	—	—	+	I
—	—	—	—	—	—	—	—	+	—	+	—	—	—	—	—	—	+	I
—	—	—	—	—	—	—	—	1	2	—	—	—	—	—	—	—	1—2	I
—	+	—	—	—	+—1	II	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
—	—	+	—	+	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
—	—	—	—	—	+	I	—	—	+	—	—	—	—	—	—	—	+	I
+	—	—	—	—	+	I	—	+	+	—	+	—	—	—	—	—	+	II
—	—	—	—	—	—	—	—	+	+	—	—	—	—	—	—	—	+	I
—	—	—	—	—	+	+	—	—	—	1	—	—	—	—	—	—	1	I
—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	+	—	—	—	—	—	+	I
+	—	—	—	—	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
—	—	—	—	+	+	I	—	+	—	—	—	—	—	—	—	+	+	I
—	+	—	—	—	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
+	—	—	—	—	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
—	—	—	—	—	—	—	+	—	+	—	—	—	—	—	—	—	+	I
—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	+	+	—	—	—	—	—	+	II
—	—	—	—	—	+—1	I	—	+	1	—	—	—	—	—	—	—	+—1	I
—	1	—	—	—	1	I	3	3	1	4	4	3	4	4	4	3	1—4	V
+	+	—	—	—	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
4	4	5	4	4	3—5	V	1	—	+	—	—	—	—	—	—	—	—	—
1	1	1	1	2	1—2	V	+	—	—	—	—	+	—	1	—	+	+—1	II
—	+	—	—	—	+—1	II	—	—	+	—	—	—	—	—	—	—	+	I
—	—	1	+	—	+—2	II	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1	—	+	—	+—1	I
—	—	—	—	+	+	I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
—	2	1	1	—	+—2	III	—	+	—	—	—	+	—	—	—	+	+	II
—	—	—	—	—	—	—	—	+	—	+	—	—	1	—	—	2	+—2	II
—	—	—	1	—	1	I	—	—	+	—	—	—	—	—	—	—	+	I
—	—	—	—	—	1	I	—	—	—	—	+	—	2	—	—	—	+—2	I
3	3	—	—	—	3	I	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
—	—	—	—	—	1	I	+	—	—	—	+	—	—	—	—	—	+	I
—	1	—	—	—	1	I	+	—	—	—	—	—	—	—	+	—	+	I

Th Eua *Chenopodium urbicum* 20 : +
Th Eua *Chenopodium polyspermum* 13 : +
H Medit *Rumex conglomeratus* 14 : +
H Eua *Salix alba* 12 : +
HH Kozm *Potamogeton pectinatus* 11 : 1
HH Cp *Potamogeton gramineus* 12 : +
Th Eua *Cyperus fuscus* 12 : +
HH Eua *Carex melanostachya* 11 : 2
HH Cp *Glyceria maxima* 11 : +
H Pont-Pann *Puccinellia distans* ssp. *limosa* 20 : +
Th Eua *Crypsis aculeata* 16 : +

Ökologisches Spektrum :

CS *Schoenoplectus tabernaemontani* : M —,— H 14,8 HH 29,6 G 14,8 Th 40,8

Alisma lanceolatum : M 2,0 H 30,6 HH 34,8 G 4,1 Th 28,5

+ CS *Phragmites communis.* Am Rande der Fischteiche.
+ CS *Typha angustifolia.* Im Westen, am Rande der Fischteiche und des Hauptkanals von Algyő.
+ CS *Typha latifolia.* Am Rande der Fischteiche.
+ CS *Eleocharis palustris.* Hauptsächlich in den Vertiefungen des Südrandes.
+ CS *Schoenoplectus tabernaemontani.* Entlang des Matyér-Kanals. Seine Analyse s. Tab., Aufn. 1—10. Die Angaben der Aufnahmen : 1. VII. 19. neben dem Gelben Damme, 5 × 5 m, — 2. IX. 3. Im Südkanal, 1 × 10 m, — 3. In eodem tempore, daselbst, 1 × 20 m, — 4. IX. 8. Entlang der Landstrasse von Budapest, 5 × 5 m, — 5. IX. 8. Ördög Badény Rovó, 5 × 5 m, — 6. IX. 8. Entlang des Nordkanals, 0,5 × 50 m, — 7. In eodem tempore, daselbst, 5 × 5 m, — 8. IX. 23. Entlang des Gelben Dammes, 5 × 5 m, — 9. In eodem tempore, daselbst, 5 × 5 m, — 10. Sándorfalva, IX. 23, Padosszék, Graben, 1 × 12 m. Bodenanalyse auf Grund von 2 Proben von Fehértó : pH : 8,3—8,6, Soda% : 0,04—0,08, $CaCO_3$: 13,3, K_A : 60—62, Humus% : 3,14—3,48.
+ CS *Alisma lanceolatum.* Hauptsächlich in den abgelassenen Fischteichen. Die Analyse s. Tab., Aufn., 11—20. Angaben der Aufnahmen : 1. Szeged, VIII. 7. Ansiedlung Somogy, 1 × 25 m, — 2. Algyő, VIII. 17, Grube, 5 × 5 m, — 3. In eodem tempore, daselbst, 5 × 5 m, — 4—9. Fehértó, IX. 3. Abgelassene Fischteiche ; Gebiete : 5 × 5 m, 5 × 5 m, 5 × 5 m, 5 × 5 m, 4 × 7 m, 5 × 5 m — 10. IX. 6. Nordwest, 5 × 5 m.
Bodenanalyse auf Grund von zwei Proben von Fehértó : pH : 7,9—8,5, Soda% : +—0,05, $CaCO_3$: 5,8—6,0, K_A : 36—50, Humus% : 1,18—2,61.

D) Ordo. **Isoëtetalia** Br.-Bl.

V. Foed. **Nanocyperion flavescentis** Koch (Zwergbinsengesellschaften).

6. Ass. *Eleochareto (acicularis)-Schoenoplectetum supini* Soó et Ubrizsy.
Faz. *Eleocharis acicularis.* Im Norden, in Ziegelstreicherngruben.

+ 7. Ass. *Dichostyleto-Gnaphalietum uliginosi* Soó et Timár. Am Ufer der Überwinterungsteiche.
Faz. *Cyperus fuscus* Timár. Daselbst.
Faz. *Juncus bufonius* Timár. In den nördlichen und südlichen Sandgebieten.

VI. Foed. **Verbenion supinae** Slavnić.

+ 8. Ass. *Heliotropio (supini)-Verbenetum supinae* (Slavnić) Timár
Faz. *Heliotropium supinum* Timár. Siehe TIMÁR 1954, S. 315, Tab. II., Aufn. 1, 4, 5, 6, 7—9.
Faz. *Potentilla supina* Timár. In den nördlichen Ziegelstreicherngruben.
CS *Amaranthus crispus* Timár. Siehe TIMÁR 1954, S. 318, Tab. V., Aufn. 1—9.
9. Ass. *Lythreto-Pulicarietum vulgaris* Timár = *Pulicaria vulgaris-Mentha pulegium* ass. Slavnić.
Faz. *Pulicaria vulgaris* Timár. Siehe TIMÁR 1954, S. 319—320, Tab. VI., Aufn. 1—4.

E) Ordo. **Salicornietalia** Br.-Bl.

VII. Foed. **Thero-Salicornion** Br.-Bl.

+ 10. Ass. *Suaedetum maritimae hungaricum* Soó ex Wendelb.
CS *Suaeda maritima* (Soó) Wendelb. Hauptsächlich auf den zerfallenden Dämmen.
CS *Salsola soda* Soó. Kleinere Stellen, nördlich von der Reservation.
CS *Salicornia europaea* Timár. In der Mitte des Sees.

F) Ordo. **Puccinellietalia** Soó.

VIII. Foed. **Puccinellion distantis** Soó (Szikfok-Vegetation).

+ 11. Ass. *Crypsidetum aculeatae* (Bojko) Soó. Entlang des Gelben Dammes und in den Nordteilen.
CS *Chenopodium glaucum* Timár. In kleinen Flecken.
Faz. *Crypsis aculeata* Timár. Entlang des Gelben Dammes.
+ Faz. *Bolboschoenus maritimus* (Moesz) Soó. Kommt aus *Bolboschoenetum* mit ausgetrocknetem Wasser zustande und bildet einen Übergang dazu.
+ Faz. *Atriplex hastata* var. *microtheca* (Soó). Hauptsächlich im Nordosten.
+ CS *Heleochloa alopecuroides* Soó. Im Norden und entlang des Gelben Dammes. Faz. *Heleochloa alopecuroides* pura Soó. Im Osten.
+ CS *Heleochloa schoenoides* Soó. Entlang des Gelben Dammes.
+ 12. Ass. *Acorelletum pannonici* Soó. An den ausgelaugten Sandufern im Süden und Norden.
+ 13. Ass. *Puccinellietum limosae* (Rpcs.) Soó. In grosser Ausdehnung sowohl in den nördlichen und nordöstlichen Teilen, als auch im schmalen Wellenraum der Kanäle.
SA *plantaginetosum tenuifoliae* Soó. Im Nordosten.
+ SA *polygonetosum avicularis* Soó. In kleinen Flecken entlang des Gelben Dammes.
+ SA *pholiuretosum* Soó. Entlang des Zufahrtsweges zwischen Szatymaz und Sándorfalva.
+ CS *Plantago maritima* Soó. In kleinen Flecken.
+ CS *Atriplex litoralis* Soó. An den nordöstlichen und östlichen Teilen.
+ CS *Spergularia marginata* Timár. Im Süden und Osten.
+ SA *lepidietosum cartilaginei* Soó. Im Süden.
SA *Atriplex tatarica* Timár. Auf Dämmen. Übergangsgesellschaft gegen *Polygonetum avicularis.*
Initialstadium: *Lotus corniculatus* ssp. *tenuifolius* Timár (Timár 1953, ap. Máthé—Vinczeffy—Précsényi).
+ 14. Ass. *Hordeetum hystricis* Wendelb. Entsteht durch die Übernützung der Alkaliweiden und nimmt mit *Vulpia myuros* einen grossen Raum auf dem »Disznójárás« ein. Im Herbst nimmt es sehr oft den Aspekt *Atriplex tatarica* an.
CS *Cynodon dactylon* Timár. Hauptsächlich im Nordosten.
+ 15. Ass. *Camphorosmetum annuae* (Rpcs.) Soó. In kleinen Flecken gemein.
Faz. *Polygonum aviculare* (Rpcs.) Soó. Daselbst. Comb. *Camphorosmetum —Hordeetum hystricis.*
+ 16. Ass. *Chenopodieto (urbici)-Xanthietum spinosi* Ubrizsy. In der Umgebung der von Schweinen besuchten Ziehbrunnen, auf neuen Dämmen.
Faz. *Marrubium vulgare* Timár. Im Norden, um den Brunnen des Gehöftes.

IX. Foed. **Beckmannion eruciformis** Soó (Alkaliwiesen).

+ 17. Ass. *Agrostideto- Caricetum distantis* (Rpcs.) Soó.
CS *Agrostis alba* (Moesz) Soó. Auf hervorragenden Inseln, am Ufer der Kanäle.
Faz. *Agropyron repens* Timár. Entsteht durch das Weiden der vorigen CS.
+ 18. Ass. *Agrostideto-Glycerietum poiformis* Soó. Entlang der Landstrasse von Budapest und des Gelben Dammes.
19. Ass. *Agrostideto-Alopecuretum pratensis* Soó.

X. Foed. **Festucion pseudovinae** Soó (Alkalisteppen).

+ 20. Ass. *Achilleeto-Festucetum pseudovinae* Soó. Im Osten, auf einer einzigen Flecke.
+ Faz. *Carex stenophylla* Soó. Im Norden und Westen.

G) Ordo. **Chenopodietalia** (Br.-Bl.) Hadác.

XI. Foed. **Polygono-Chenopodion polyspermi** W. Koch (Gesellschaft der Hackfrüchte).

21. Ass. *Amarantho-Chenopodietum* albi Soó. Neben dem Jägerhaus.
Ihre Kulturkonsoziationen sind die Unkrautgesellschaften der Hackkulturen der westlichen Infusionslöss-Insel.

H) Ordo. **Bidentetalia** (Br.-Bl. et Tx.)

XII. Foed. **Bidention tripartiti** Nordh. (Sumpfunkrautgesellschaften).

22. Ass. *Bidentetum tripartiti* (W. Koch) Libbert. Am Ufer der Überwinterungsteiche.
Faz. *Veronica anagalloides* Timár. Daselbst.

23. Ass. *Echinochloëto-Polygonetum lapathifolii* Soó et Csürös. Daselbst.

I) Ordo. **Potentilletalia anserinae** Oberdorfer.

XIII. Foed. **Polygonion avicularis** Aichinger (Trittunkrautgesellschaften).

\+ 24. Ass. *Sclerochloëto-Polygonetum avicularis* (Gams) Soó.
CS *Medicago lupulina* (Felf.) Im Süden, in kleinen Flecken.
CS *Spergularia salina* Timár. Entlang des Gelben Dammes in langem, schmalem Streifen.
(*Hordeetum hystricis* Wendelb., siehe 14. Ass.).
25. Ass. *Lolietum perennis* Gams.
SA *plantaginosum majoris* Beger em. Soó. Im Süden.
SA *Juncetosum compressi* Tx. Im Norden und Süden. Übergang zum Puccinellietum.
\+ 26. Ass. *Poëtum annuae* Gams. Im Norden, am Brunnen.
\+ 27. Ass. *Cynodonteto-Lolietum* Soó. An den nördlichen Sandflecken.

J) Ordo. **Onopordetalia** Br.-Bl. et Tx.

XIV. Foed. **Onopordion acanthii** Br.-Bl. (Trockene Unkrautgesellschaften).

28. Ass. *Carduo-Onopordetum acanthii* Soó.
Faz. *Onopordum acanthium* (Br.-Bl.) Újvárosi. Am Abhang des westlichen Grenzdammes.

K) Ordo. **Centauretalia cyani** Tx., Lohm. et Prsg.

XV. Foed. **Consolido-Eragrostion** Soó et Timár.

29. Ass. *Consolideto-Stachyetum annuae* Timár. Lössunkrautgesellschaften, auf Äckern und Stoppelfeldern.

XVI. Foed. **Matricario-Chenopodion albi** Timár.

\+ 30. Ass. *Matricarieto (chamomillae)-Atriplicetum litoralis* Timár. Alkalische Ackerunkrautgesellschaften.

Die 6 Zonationstranssekte stellen 6 charakteristische Beispiele der mannigfaltigen Pflanzengesellschaften des Sees dar.

Die Zonationen des Fehértó (2. Abb.)

A) 6. Sept. 1951. Entlang des Fischteiches im Norden.
B) 22. Juni 1951. An Ufer des Laichbeckens.
C) 22. Juni 1951. Entlang des Hauptkanals von Algyő, beim Teiche No. IX.
D) 29. Mai 1951. Am Damm an der Südgrenze des Sees.
E) 29. Mai 1951. Ebenda, wie die vorige.
F) 20. Mai 1951. Am Nordteile des Sees.
a) Sandhügel — *b)* Graben — *c)* Damm — *d)* Dammweg — *e)* Damm, mit Eisenbahnschienen — *f)* Fischteich — *g)* Ackerfeld

1. *Myriophylleto-Potametum, Potamogeton crispus* CS.
2. *Ranunculetum aquatilis-polyphylli.*
3. *Parvipotameto-Zannichellietum pedicellatae.*
4. *Bolboschoenetum maritimi,* 4a. *Phragmites communis* CS, — 4b. *Eleocharis palustris*

N
S
13 9 4 7 9 7/a 8 7 4/d 4
a
c
b
f
A
E
W
12 5 6 8
e
f
B
N
S
9 7 4 4/c 8 7/a 8 4 4 11 13 13 4/c
b c b
e
f
C
N
S
1 4/a 9 8 9 7 7/a 4/b 13 14
c
g
f b a b
D
N
S
2 4/a 7 8 7 4 5 7/a 4 7 9 14
c
f b d b g
N
S
10 8 9 13 9 8 1 9 10 4/b
a a

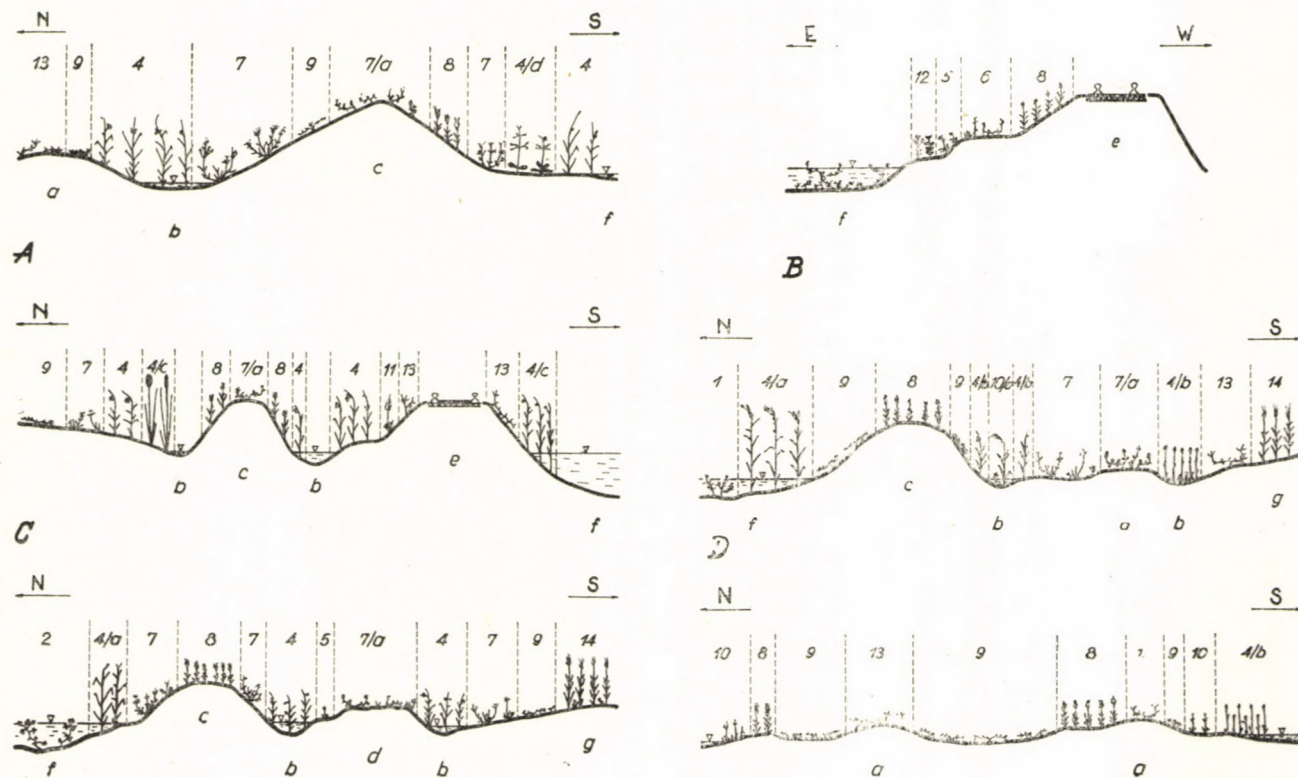



Abb. 2.

CS, — 4c. *Typha angustifolia* CS, — 4d. *Alisma lanceolatum* CS.
5. *Dichostylieto-Gnaphalietum, Juncus bufonius* fac.
6. *Crypsidetum aculeatae, Chenopodium glaucum* CS.
7. *Puccinellietum limosae,* — 7a. *Atriplex tatarica* SA.
8. *Hordeetum hystricis.*
9. *Camphorosmetum annuae.*
10. *Agrostideto-Caricetum distantis, Agrostis alba* CS. 10a. *Agrostideto-Glycerietum poiformis.*
11. *Achilleeto-Festucetum pseudovinae.*
12. *Bidentetum tripartiti, Veronica anagalloides* fac.
13. *Cynodontetum dactylidis.*
14. *Matricarieto-Atriplicetum litoralis* Kulturkonsoziation.

LITERATUR

1. Bérczi, L. : (1941) Adatok Szeged és környékének vízigomba vegetációjához. (Beiträge zur Wasserpilzvegetation von Szeged und Umgebung.) Magy. Biol. Kut. Int. Munk. **13.**, Arbeiten des Ung. Biol. Forsch. Inst. **13.** 29—34.
2. Czógler, K. : (1935) Adatok a szegedvidéki vizek puhatestű faunájához. (Beiträge zur Fauna der Weichtiere der Gewässer in der Umgebung von Szeged.) Szegedi Baross G. Reálgimn. **80.** Ért. pp. 24+4T+1 Kart., Szeged.
3. Csongor, Gy. : (1954) A Magyar Alföld Leontodonjairól. Die Leontodon-Arten und Formen des Ungarischen Tieflandes. Acta Biol. Univ. Hung. **2.** 211—214.
4. Felszeghy, E. : (1936) A szegedi Fehértó növényzete. (Die Pflanzenwelt des Fehértó in Szeged.) Debr. Szemle, **10.** 129—133.
5. Glück, H. : (1936) Die Süsswasserflora Mitteleuropas. 15. pp. 197.
6. Győrffy, I. : (1939) Mohateratomák a Nagy Alföldről. (Moos-Teratoma aus der Grossen Ungarischen Tiefebene.) Bot. Közl. **36.** 85—89.
7. Győrffy, I. : (1943) Növények elnevezései és a hozzáfűződő szólások Alföldünk népe száján. (Die Namen der Pflanzen und die sich daran knüpfenden Sprüche am Munde des Volkes unseres Alföld). Nép és Nyelv. **3.** 94—96, 120, 138—140, 158—160, 187—189.
8. Herke, S. : (1933) Az újabb hazai rizstermesztés. (Die neuere heimische Reiskultur.) Köztelek, 529—531.
9. Herke, S. : (1934) A szegedi Fehértó talajviszonyai. (Die Bodenverhältnisse des Fehértó in Szeged.) A Magyar Szikesek, 145—165, Budapest.
10. Hortobágyi, T. : (1955) The autumnal mass death of Fish in the Fish-Pond of Fehértó near Szeged and the Phytocönosis of the Pond. Acta Bot. Acad. Scient Hung. **1.** 83—88.
11. Irmédi-Molnár, L. : (1929) A szegedi Fehértó. (Der Fehértó bei Szeged.) Szegedi Alföldkutató Bizottság Könyvtára. **8.** pp. Szeged.
12. Kárpáti, I. : (1948) A szikes vidék virágos kertjei. I. (Der Blumengarten des Alkaligebietes.) Virágkedvelők Lapja, Jún. pp. 2.
13. Kárpáti, I. : (1950) Kultúrhatás a természetes táj vegetációjára. Szegedi Fehértó. Effets de la culture pour la végétation d'un paysage naturel. Fehértó près Szeged. Ann. Biol. Univ. Szegediensis. **1.** 65—72. Szeged.
14. Lányi, B. : (1915) Csongrádmegye flórájának előmunkálatai. (Vorarbeiten zur Flora des Csongráder Comitates.) Magy. Bot. Lap. **13.** 232—274.
15. Rapaics, R. : (1927) A szegedi és csongrádi sós és szikes talajok növénytársulásai. (Die Pflanzengesellschaften der Salz- und Szikböden von Szeged und Csongrád.) Bot. Közl. **24.** 12—29, (4).
16. Soó, R. : (1927) Beiträge zu einer kritischen Adventivflora des historischen Ungarns. Bot. Arch. **19.** 349—361.
17. Soó, R. : (1949) Les associations végétales de la Moyenne-Transylvanie. II. Acta Geobot. Hung. **2.** 3—107.
18. Soó, R. : (1947) Revue systématique des associations végétales des environs de Kolozsvár. Acta Geobot. Hung. **6.** 3—50.
19. Soó, R. : (1947) Conspectus des groupements végétaux dans les Bassins Carpathiques I. Les associations halophiles. pp. 60. Debrecen.
20. Soó, R.—Máthé, I. : (1938) A Tiszántúl flórája. Magyar flóraművek. II. — Flora planitiei Hungariae Transtibiscensis. pp. 192, Debrecen.

21. Soó, R.—Jávorka, S. : (1951) A Magyar Növényvilág Kézikönyve. (Handbuch der ungarischen Pflanzenwelt.) I—II, XLVI + 1120 + 1 Tab. Budapest.
22. Soó, R.—Zólyomi, B. : (1951) A növényföldrajzi térképezési tanfolyam jegyzete. (Kurs zur pflanzengeographischen Kartierung. Als Manuskr. gedruckt.) 186, Vácrátót—Budapest.
23. Szabados, M. : (1949) A Fehértó Volvocales és Flagellata vegetációja. — The vegetation of Volvocales and Flagellata of Fehértó near Szeged. Hydr. Közl. **29.** 212—219, 253.
24. Szabados, M. : (1950) Vízvirágzás Szeged környékén. Water flowering in the neighbourhood of Szeged. Hydr. Közl. **30.** 200—202, 239.
25. Szabados, M. : (1950) Adatok az Euglena granulata (Klebs) Lemm. fejlődéséhez. (Beiträge zur Entwicklung der Euglena granulata (Klebs) Lemm.) Ann. Biol. Univ. Szegediensis, **1.** 111—116.
26. Timár, L. : (1954) Egyéves növénytársulások a Szeged-környéki szikesek iszapján. I. (Einjährige Pflanzengesellschaften auf dem Schlamme der Alkaliböden in der Umgebung von Szeged.) Ann. Biol. Univ. Hung. **2.** 311—321.
27. Timár, L. : (1954) Adatok a Tiszántúl (Crisicum) flórájához. (Angaben zur Flora des Gebietes jenseits der Theiss.) Ann. Biol. Univ. Hung. **2.** 491—499.
28. Ubrizsy, G. : (1950) Les associations de mauvaises herbes rudérales de la Hongrie, en égard aux rapports agriculturels. Mezőg. Tud. Közl. **1.** 87—128.
29. Zsák, Z. : (1941) Florisztikai adatok a hazai növényvilág ismeretéhez. (Floristische Beiträge zur Kenntnis der Flora von Ungarn.) Bot. Közl. **38.** 24—28.
30. Máthé, I.—Vinczeffy, I.—Précsényi, I. : (1953) A szarvaskerepről (Lotus corniculatus L.), különös tekintettel társulási és társítási viszonyaira. (Der gemeine Hornklee (Lotus corniculatus L.) mit besonderer Hinsicht auf sein Verhalten in natürlichen und künstlichen Assoziationen.) Növénytermelés, **2.** Sep. pp. 26.

DONNÉES SUR LES LEVURES DE FLEURS RÉPANDUES EN HONGRIE

Par

Mme GY. VÖRÖS—FELKAI

ÉCOLE SUPÉRIEUR D'HORTICULTURE ET DE VITICULTURE, DÉPARTEMENT D'OENOLOGIE, BUDAPEST

(Reçu le 16 février, 1957)

Déja en 1913 l'ouvrage de REUKAUF intitulé die «Kleine Welt» publiait des données sur les levures de nectar des fleurs. GRÜSS, comme premier, a étudié en détail la morphologie et la physiologie de cette levure qu'il a nommée *Anthomyces reukaufii* [3, 4]. SYDOW et SCHOLLHORN ont décrit ce même champignon sous le nom de *Nectaromyces* [14, 15] et plus tard NADSON et KRASSILNIKOV puis CIFERRI et REDAELLI se sont occupés de sa place taxonomique [13, 1]. LODDER, dans son travail de taxonomie paru en 1952, range ce champignon — connu jusqu' ici sous le nom d'*Anthomyces reukaufii* — dans le genre *Candida* [9, 10], donc le nom accepté de ce champignon est devenu *Candida reukaufii* (Grüss) Did. et Lod. Les différents auteurs ont — sur la base de la littérature — isolé du nectar des fleurs les espèces de levure suivantes :

Candida reukaufii (Grüss) Diddens et Lodder
Syn. : *Anthomyces reukaufii* Grüss
Nectaromyces reukaufii (Grüss) H. et P. Syd.
Nectaromyces crutiatus Schoellhorn
Candida parapsilosis (Ashf.) Lang et Talice
Syn. : *Anthomyces alpinus* Grüss
Candida melibiosis Lodder et Kreger
Syn. : *Microanthomyces alpinus* Grüss
Sporobolomyces roseus Kluyver et v. Niel
Syn. : *Anthomyces ruber* Grüss

Pour isoler les levures qui vivent dans le nectar des fleurs nous avons employé — avec une petite modification — les méthodes appliquées par SCHOELLHORN, NADSON—KRASSILNIKOV et d'autres auteurs [13, 14]. Nous avons, dans les habitats des fleurs, aspiré le nectar au moyen d'une pipette stérile formée d'un tube capillaire en verre et nous l'avons aussitôt injecté dans de l'agar malté à 10%. La quantité de nectar était extrêmement variable. Nous avons examiné le nectar des fleurs rassemblées sous le microscope aussi.

Les colonies de levure se développant du nectar étaient — à l'exception de quelques cas — des colonies pures. A partir des colonies mixtes nous avons préparé par dissémination sur une plaque d'agar, des colonies pures.

L'identification des levures isolées du nectar des fleurs a été effectué selon les méthodes de LODDER—KREGER—VAN RIJ décrites dans leur ouvrage intitulé «The Yeasts» [11].

Les examens morphologiques étaient les suivants :

1. Examen de la formation d'*Ascospores* sur agar GORODKOVA et dans la solution nutritive d'ADAMS.
2. Examen de la forme et dimensions des cellules et de la formation de la pellicule dans un extrait de malte à 15%.
3. Examen de la multiplication végétative des levures sur de l'agar de pomme de terre et dextrose.
4. Examen d'une colonie géante sur de l'agar malté à 10%.
5. Culture dans une solution de miel à 10%. Les examens physiologiques effectués étaient-les suivants :

1. Examens de fermentation dans un extrait de levure contenant 2% de sucre.
2. Examen d'assimilation de sucre au moyen de la méthode auxonographique.
3. Examen d'assimilation de nitrate au moyen de la méthode auxonographique.
4. Emploi de l'alcool éthylique comme unique source de carbone.

Nous avons rassemblé le nectar des fleurs depuis août 1954 jusqu'au méme mois de 1955. Les résultats de nos travaux pour isoler et recueillir les levures de fleur sont représentés dans le Tableau I, contenant l'énumération des plantes appartenant à différentes familles et des espèces de levure isolées de chaque fleur. Ce tableau montre que nous avons rassemblé le nectar de 102 espèces de fleurs et essayé d'en cultiver des levures.

Les plantes de serre désignées dans le tableau par un astérisque se sont dans tous les cas avérées stériles. Nous avons réussi sur 102 espèces de fleurs à isoler des levures de 18 espèces. Dans le nectar des fleurs nous avons presque toujours rencontré *Candida reukaufii* connue sous le nom de «levure de nectar».

Les levures isolées au cours de nos récoltes appartiennent aux levures non sporuligères, donc à la famille des *Cryptococcaceae.* Les levures des fleurs décrites jusqu'à présent dans la littérature, peuvent aussi être rangées dans cette famille, à l'exception de *Sporobolomyces roseus*, qui forme des ballistospores.

On peut voir dans le tableau que la levure se rencontre le plus souvent dans les familles *Labiatae* et *Scrophulariaceae.* Ces fleurs sont des membres importants du «pâturage» des abeilles. La littérature traitant des levures de nectar se réfère aussi à ces familles. Nous avons en outre constaté qu'il y avait certaines espèces de plantes *(Antirrhinum majus* et *Tunica saxifraga)*, dans lesquelles nous avons pu cultiver deux à trois espèces de levure, tandis que dans le nectar de la majeure partie des fleurs nous n'avons pas réussi à isoler une seule espèce de levure.

Dans la littérature il n'existe aucune donnée en ce qui concerne le rôle de la levure dans le nectar des fleurs. Ces espéces ne se rencontrent pas en masse dans le nectar, il semble qu'elles s'y multiplient peu et qu'elles n'y exercent aucune fonction vitale importante. Cependant le fait que la vie de la levure de nectar nommée *Candida reukaufii* connue depuis très longtemps, est en relation avec le nectar, est prouvé par son abondance dans les fleurs.

Déjà GRÜSS, en examinant la morphologie des fleurs, émet l'idée que *Candida reukaufii* s'accroche au suçoir des abeilles puisant le nectar et est ensuite répandue par celles-ci de fleur en fleur [3, 4]. Selon GRÜSS et d'autres auteurs *Candida reukaufii* hiverne dans le conduit intestinal des abeilles et des bourdons. Dans les années quarante, GOETZE a examiné la flore intestinale des abeilles et a observé [2] que le champignon se trouve d'ordinaire dans la trompe et dans le gros intestin des abeilles, tandis qu'elle se rencontre très rarement dans les sections intestinales intermédiaires. Selon GOETZE, les abeilles desquelles on a isolé de la levure de fleur sont plus saines, elles supportent mieux l'hivernage et sont résistantes vis-à-vis de l'infection de *Nosema bombicis.* Cependant dans son article, GOETZE n'appuie pas ses allégations par des données expérimentales.

Nous avons aussi examiné le système intestinal des abeilles, mais jusqu'à présent nous n'avons pas réussi à en isoler cette espèce de levure.

Les examens de KLEIN et MÜLLER nous renseignent sur le troisième habitat de *Candida reukaufii* [7]. Ces auteurs l'ont isolée de la flore intestinale de ruminants et d'après leurs expériences effectuées in vivo, en compagnie d'autres microorganismes ces levures synthétisent la protéine à partir de mélanges d'azote non protéiniques. Ces auteurs supposent que, dans les intestins des abeilles, il existe un rapport du même genre qu'ils dénomment «symbiose zymogène«. KLEIN et MÜLLER ont, dans des expériences suivies, élevé des brebis en leur donnant un fourrage azoté, exempt de protéine. À la ration quotidienne de fourrage d'une partie des brebis on a mélangé une culture pure de *Candida reukaufii.* Pendant quatre ans et demi les brebis ont mangé de bon appétit, leur poids a augmenté, leurs fonctions vitales étaient normales, tandis que celles dont la nourriture était dépourvue de culture de levure n'avaient pas d'appétit et maigrissaient. La quantité de protéine obtenue a été déterminée à partir des produits de sécrétion (excréments, urine, lait).

Les expériences de laboratoire effectuées par MARTIN en 1953 [12] prouvent l'excellent pouvoir qu'a le champignon de synthétiser la protéine. En examinant la fermentation du glucose du champignon, il a observé que les souches bons ferments sont également de bons synthétiseurs de protéine, tandis qu'elles produisent peu de graisse. Par contre les souches accusant une forte production de graisse sont de mauvaix ferments et synthétisent mal la protéine. MARTIN a mesuré, à partir de la matière sèche de levure, la quantité de protéine et de graisse produites et en a déduit le degré de la synthèse. Le milieu nutritif contenait du carbamide comme source d'azote, ce qui confirme les assertions de KLEIN et MÜLLER, selon lesquelles le champignon produit de la protéine à partir de mélanges non protéiniques. Selon les expériences ultérieures de MARTIN, le champignon ne s'accroît pas en l'absence de certaines vitamines. Il est démontré que dans la matière sèche de levure l'accroissement de la quantité de protéine est proportionnel à l'élévation de la concentration de la biotine.

La forte production de graisse de *Candida reukaufii* est connue depuis longtemps. Les gouttes de graisse consistant en acides gras neutres se trouvent principalement dans les clamidospores. Selon MARTIN, les souches qui fermentent mal, et se distinguent par leur forte production de graisse se rencontrent surtout sous formes à clamidospores.

Les levures de fleur sont donc répandues par les abeilles et les bourdons; fait confirmé par la stérilité des plantes de serre, celles-ci n'étant pas visitées par les insectes. Les levures de nectar pénètrent avec les fleurs dans les intestins des animaux au pâturage et là elles accomplissent le processus utile supposé plus haut.

Ci-dessous nous donnons une brève description des différentes espèces de levures isolées du nectar des fleurs.

Candida reukaufii (Grüss) Diddens et Lodder

Isolée des fleurs de *Cytisus procumbens*, *Anchusa officinalis*, *Prunella vulgaris*, *Phlomis tuberosa*, *Ballota nigra*, *Nicotiana tabacum*, *Linaria vulgaris*, *Linaria genistifolia*, *Antirrhinum majus*, *Viola alba* et *Campanula trachelium*. Grandeur des cellules : 3,5 à 5,7 × 7, 2 à 11,5 μ. Les clamidospores germés produisent des cellules ovales, allongées (fig. 1), ces cellules constituent un pseudomycélium. Si la cellule mère commence à bourgeonner en deux directions en même temps sur un pôle, une forme en croix ou en aéroplane prend naissance : caractéristique de *Candida reukaufii*. L'évolution de la forme en croix peut être provoquée par un milieu nutritif d'une haute concentration en sucre et d'une basse concentration en azote (p. ex. solution de miel). Dans un extrait de malte au bout d'un mois elle forme un anneau.

Fait seulement fermenter le glucose.

Assimilation de sucre : glucose + maltose + galactose + lactose — saccharose +

N'assimile pas le nitrate, n'utilise pas l'alcool éthylique.

Candida rugosa (Andersson) Diddens et Lodder

Nous l'avons isolée des fleurs de *Viola alba*. Forme des cellules : ovale. Dimensions : 4,8 à 11,5 × 3 à 3,5 μ. Dans un extrait de malte elle forme une membrane et un anneau. Produit du pseudomycélium duquel se détachent des blastospores ronds.

Fermentation de sucre: —
Assimilation de sucre : glucose + maltose — galactose + lactose — saccharose —

N'assimile pas le nitrate, s'accroît faiblement sur alcool.

Fig. 1. Candida reukaufii. Grossi 1800 fois

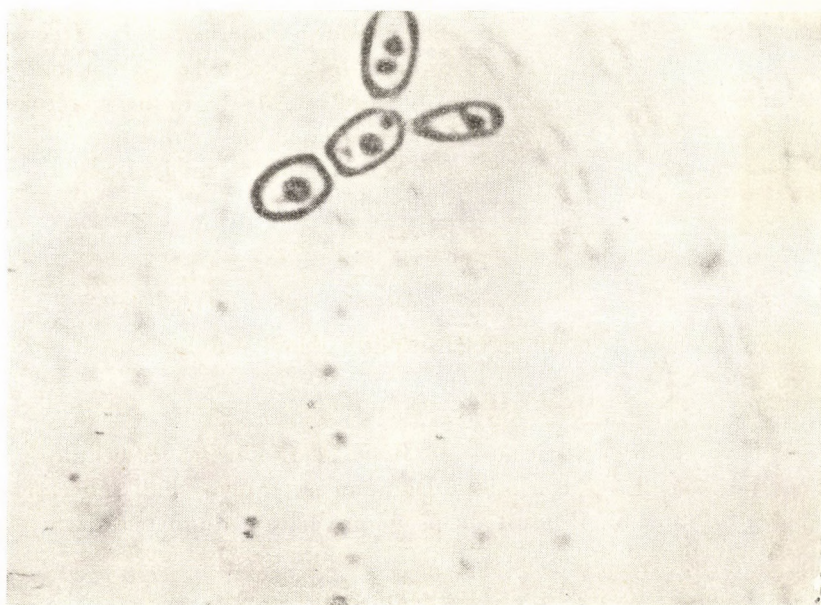



Fig. 2. Candida reukaufii forme «aéroplane». Grossi 1200 fois.

Torulopsis gropengiesseri (Harrison) Lodder

Nous l'avons isolé du nectar de *Salvia pratensis*. Forme des cellules : ovale. Dimensions : 3,2 à 5 × 2—3 μ. Ne produit pas de pseudomycélium, sur un extrait de malte elle forme un anneau au bout d'un mois.

Fermentation de sucre : glucose + maltose — galactose ± lactose — saccharose +
Assimilation de sucre : glucose + maltose — galactose + lactose — saccharose +

N'assimile pas le nitrate, ne s'accroît pas sur l'alcool.

Torulopsis bacillarias (Kroemer et Krumpholz) Lodder

Nous l'avons isolée de la fleur d'*Adonis vernalis*. Forme des cellules : arrondie ou un peu ovale. Se retrouve souvent en chaînes. Dimensions : 2 à 4 × 3,5 à 5,5 μ. Forme une membrane dans l'extrait de malte.

Fermentation de sucre : glucose + maltose — galactose + lactose — saccharose +
Assimilation de sucre : glucose + maltose — galactose — lactose — saccharose +

N'assimile pas le nitrate, ne s'accroît pas sur l'alcool.

Torulopsis famata (Harrison) Lodder et Kreger

Nous l'avons isolée de la fleur d'*Antirrhinum majus*. Forme des cellules : circulaire ou ovale. Dimensions : 2,5 à 5,5 × 3,5 à 7 μ. Au bout d'un mois montre une formation d'anneau et de membrane. Ne produit pas de pseudomycélium.

Fermentation de sucre —;
Assimilation de sucre: glukose + maltose + galactose + lactose — saccharose +

N'assimille pas le nitrate, ne s'accroît pas sur l'alcool.

Torulopsis candida (Saito) Lodder

Nous l'avons isolée des fleurs de *Ranunculus* sp., *Viburnum lantana* et *Melampyrum nemorosum*. Dimensions des cellules : 4 à 6,2 × 8 à 5 μ. Forme arrondie ou un peu ovale avec une ou deux gouttes d'huile. Au bout d'un mois elle forme un anneau et une membrane. Ne produit pas de pseudomycélium.

Fermentation de sucre : —
Assimilation de sucre (fig. 3) : glucose + maltose + galactose + lactose + saccharose +

N'assimile pas le nitrate, s'accroît faiblement dans l'alcool éthylique.

Kloeckera appiculata (Rees em. Klöcker) Jancke

Nous l'avons isolée des fleurs de *Tunica saxifragae*. Mollisch l'a isolée de l'éperon d'*Aconitum variegatum* L. Cellules en forme de citron, arrondies ou ovales, sont de 5,2 à 7 × 2,2 μ. Au bout d'un mois la formation d'une membrane est perceptible. Ne produit pas de pseudomycélium, ne fait fermenter que le glucose et n'assimile que ce sucre. N'utilise pas de nitrate, ne s'accroît pas dans l'alcool éthylique.

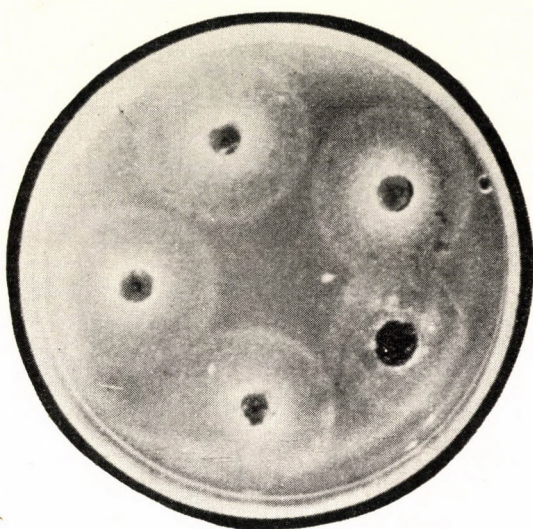



Fig. 3. Torulopsis candida. Auxonogramme de l'assimilation de sucre. Grossi 0,6 fois

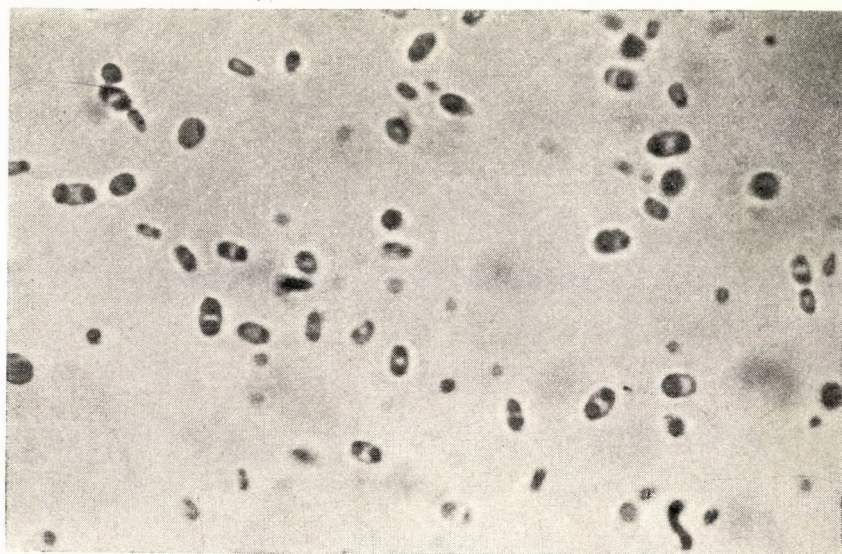



Fig. 4. Rhodotorula mucillaginosa. Grossi 1000 fois

Rhodotorula mucillaginosa (Jörg.) Harrison

Nous l'avons isolée des fleurs de *Tunica saxifraga* (fig. 4). Forme des cellules : ovale. Dimensions : 4 à 6,5 × 4 à 2,5 μ. Présente une certaine pigmentation. Au bout d'un mois forme un anneau étroit. Produit un pseudomycélium rudimentaire.

Fermentation de sucre : —
Assimilation de sucre : glucose + maltose + galactose + lactose — saccharose +

N'assimile pas de nitrate, utilise faiblement l'alcool éthylique.

Rhodotorula minuta (Saito) Harrison

Nous l'avons isolée des fleurs d'*Antirrhinum majus*. Forme des cellules : ovale. Dimensions : 5 à 3,5 × 3 à 2 μ. Présente une certaine pigmentation. Au bout d'un mois forme un anneau étroit. Produit du pseudomycélium rudimentaire.

Fermentation de sucre : —
Assimilation de sucre : glucose + maltose — galactose + lactose — saccharose +

N'assimile pas le nitrate, utilise faiblement l'alcool éthylique.

Tableau I

1. *Ranunculaceae*	*Paeonia sp.*	
2. *Ranunculaceae*	*Isopyrum thalictroides* L.	
3. *Ranunculaceae*	*Consolida regalis* S. F. Gray	
4. *Ranunculaceae*	*Pulsatilla grandis* Wender.	
5. *Ranunculaceae*	*Ranunculus* sp.	*Torulopsis candida*
6. *Ranunculaceae*	*Ranunculus ficaria* L.	
7. *Ranunculaceae*	*Ranunculus acer* L.	
8. *Ranunculaceae*	*Adonis vernalis* L.	*Torulopsis bacillaris*
9. *Berberidaceae*	*Mahonia aquifolium* Nutt.	
10. *Nymphaeaceae*	*Nymphaea alba* L.	
11. *Rosaceae*	*Chaenomeles japonica* (Thbg.) Lindl.	
12. *Rosaceae*	*Pyrus sativa* Lam. et DC.	
13. *Rosaceae*	*Malus pumila* Mill.	
14. *Rosaceae*	*Crataegus* sp.	
15. *Rosaceae*	*Fragaria vesca* L.	
16. *Rosaceae*	*Prunus armeniaca* L.	
17. *Rosaceae*	*Prunus amygdalus* Batsch.	
18. *Rosaceae*	*Prunus persica* (L) Batsch.	
19. *Rosaceae*	*Prunus avium* L.	
20. *Rosaceae*	*Prunus cerasus* L.	
21. *Crassulaceae*	*Sedum acre* L.	
*22. *Crassulaceae*	*Kalanchoë globulifera* H. Perrier	
23. *Saxifragaceae*	*Saxifraga aizoon* Jacq.	
24. *Saxifragaceae*	*Philadelphus coronarius* L.	
25. *Leguminosae*	*Laburnum watereri* Dipp.	
26. *Leguminosae*	*Cytisus procumbens* (W. et K.) Spr.	*Candida reukaufii*
27. *Leguminosae*	*Trifolium hybridum* L.	
28. *Leguminosae*	*Lotus corniculatus* L.	
29. *Leguminosae*	*Robinia pseudo-acacia* L.	

30. *Leguminosae*	*Coronilla emerus* L.	
31. *Leguminosae*	*Onobrychis viciaefolia* Scop.	
32. *Leguminosae*	*Lathyrus hirsutus* L.	
33. *Onagraceae*	*Oenothera speciosa* Nutt.	
34. *Polygalaceae*	*Polygala comosa* Schk.	
35. *Hippocastanaceae*	*Aesculus carnea* Hayne	
36. *Caprifoliaceae*	*Viburnum lantana* L.	*Torulopsis candida*
37. *Caprifoliaceae*	*Lonicera tatarica* L.	
38. *Valerianaceae*	*Kentranthus ruber* (L.)DC.	
*39. *Malvaceae*	*Abutilon striatum* Dicks.	
40. *Geraniaceae*	*Erodium cicutarium* (L.) L'Hérit.	
41. *Geraniaceae*	*Erodium ciconium* (Jusl.) Ait.	
42. *Oleaceae*	*Forsythia suspensa* (Thbg.) Vahl	
43. *Oleaceae*	*Syringa vulgaris* L.	
44. *Apocynaceae*	*Vinca minor* L.	
45. *Convolvulaceae*	*Convolvulus arvensis* L.	
46. *Boraginaceae*	*Symphytum asperum* Lepech.	
47. *Boraginaceae*	*Anchusa italica* Retz.	
48. *Boraginaceae*	*Anchusa officinalis* L.	*Candida reukaufii*
49. *Boraginaceae*	*Pulmonaria officinalis* L.	
50. *Boraginaceae*	*Myosotis arvensis* (L.) Hill.	
51. *Boraginaceae*	*Echium vulgare* L.	
52. *Labiatae*	*Lavandula officinalis* Chaix	
53. *Labiatae*	*Prunella vulgaris* L.	*Candida reukaufii*
54. *Labiatae*	*Phlomis tuberosa* L.	*Candida reukaufii*
55. *Labiatae*	*Lamium purpureum* L.	
56. *Labiatae*	*Ballota nigra* L.	*Candida reukaufii*
57. *Labiatae*	*Salvia nemorosa* L.	
58. *Labiatae*	*Salvia pratensis* L.	*Torulopsis gropengiesseri*
59. *Labiatae*	*Thymus* sp.	
60. *Solanaceae*	*Atropa belladonna* L.	
61. *Solanaceae*	*Nicotiana tabacum* L.	*Candida reukaufii*
62. *Scrophulariaceae*	*Verbascum phoeniceum* L.	
63. *Scrophulariaceae*	*Linari genistifolia* (L.) Mill.	*Candida reukaufii*
64. *Scrophulariaceae*	*Linaria vulgaris Mill.*	*Candida reukaufii*
65. *Scrophulariaceae*	*Antirrhinum majus* L.	*Candida reukaufii* *Rhodotorula minuta* *Torulopsis famata*
66. *Scrophulariaceae*	*Veronica prostrata* L.	
67. *Scrophulariaceae*	*Melampyrum nemorosum* L.	*Torulopsis candida*
68. *Bignoniaceae*	*Catalpa speciosa* Warder	
69. *Papaveraceae*	*Chelidonium majus* L.	
70. *Papaveraceae*	*Papaver rhoeas* L.	
71. *Papaveraceae*	*Papaver somniferum* L.	
72. *Papaveraceae*	*Corydalis cava* (L.) Schw. et K.	
73. *Papaveraceae*	*Corydalis solida* (L.) Swartz	
74. *Cruciferae*	*Biscutella laevigata* L.	
75. *Cruciferae*	*Matthiola incana* (L.) R. Br.	
76. *Cruciferae*	*Alyssum montanum* L.	
77. *Cruciferae*	*Sisymbrium officinale* (L.) Scop.	
78. *Violaceae*	*Viola alba* Bess.	*Candida reukaufii*
79. *Violaceae*	*Viola odorata* L.	
80. *Violaceae*	*Viola tricolor* L.	*Candida rugosa*
81. *Campanulaceae*	*Campanula trachelium* L.	*Candida reukaufii*
82. *Campanulaceae*	*Campanula* sp.	
83. *Compositae*	*Bellis perennis* L.	
84. *Compositae*	*Senecio cruentus* (Masson) DC.	
85. *Compositae*	*Centaurea cyanus* L.	
86. *Compositae*	*Taraxacum laevigatum* (Willd.) DC.	
87. *Caryophyllaceae*	*Viscaria vulgaris* Bernh.	
88. *Caryophyllaceae*	*Melandrium album* (Mill.) Garcke	
89. *Caryophyllaceae*	*Tunica saxifraga* (L.) Scop. . . .	*Rhodotorula mucillaginosa* *Kloeckera appiculata*

*90.	*Caryophyllaceae*	*Dianthus caryophyllus* L.
91.	*Caryophyllaceae*	*Arenaria biebersteinii* Schlechtd.
*92.	*Cactaceae*	*Mamillaria pusilla* P. DC.
*93.	*Primulaceae*	*Primula veris* L. em. Huds.
94.	*Primulaceae*	*Cyclamen persicum* Mill.
95.	*Liliaceae*	*Colchicum autumnale* L.
96.	*Liliaceae*	*Hyacinthus* sp.
97.	*Liliaceae*	*Yucca karlsruhensis* Graeberer
98.	*Liliaceae*	*Convallaria majalis* L.
*99.	*Amaryllidaceae*	*Agapanthus umbellatus* L'Hérit
100.	*Iridaceae*	*Iris pseudacorus* L.
101.	*Orchidaceae*	*Orchis morio* L.
102.	*Orchidaceae*	*Orchis militaris* L.

* plantes de serre

RÉSUMÉ

Nous avons donc examiné 102 espèces de fleurs afin d'observer si la fleur ou son nectar ne contient pas une espèce quelconque de levure. Dans 11 cas sur 18 j'ai isolé la levure *Candida reukaufii* connue sous le nom de levure de nectar, et dans 8 cas d'autres espèces de levures non sporuligères. Le nectar récolté dans les fleurs des plantes de serre était dans tous les cas stérile. L'habitat le plus fréquent des levures a été observé dans les familles de plantes *Labiatae* et *Scrophulariaceae*.

LITTÉRATURE

Cifferi, R.—Redaelli, P. : (1929) Studies on the Torulopsidaceae. Ann. Mycol. **27.** 243.

Goetze, : (1942) Die Bienen sind nützlicher als wir wussten! Deutscher Bienenführer **16**, p. 125—126.

Grüss, J. : (1917—18) Die Anpassung eines Pilzes (Anthomyces Reukaufii) an den Blütenbau und den Bienenrüssel. Ber. deut. botan. Gesell. **35,** p. 746.

Grüss, J. : (1926) Genetische und gärungsphysiologische Untersuchung an Nectarhefen. Jahrb. wiss. Botan. **66**, p. 109.

Hauptmann, F. : (1924) Über die Nectarhefe Anthomyces Reukaufii. Arch. Protistenk. **48.** p. 213.

Hopf, M. : (1950) Untersuchungen über die natürliche Mikroflora des Bodens. Arch. für Mikrobiol. **14.** p. 661.

Klein,—Müller : (1941) Das Eiweisminimum, die zymogene Symbiose, und die Erzeugung von Mikrobeneiweis im Pauzen aus Stickstoffverbindungen nicht eiweisartige Natur. VIII. Zeitschr. für Tierzüchtung und Züchtungsbiologie **48.** p. 255—276.

Lengyel, G. : (1943) Méhek és virágok. Budapest.

Lindner, P. : (1920) Zur Verfluchtigung des Biosbegriffes. Zlb. Bacter. II. **51.** p. 143.

Lodder, J. : (1934) Die anascosporogenen Hefen. Amsterdam.

Lodder, J.—Kreger van Rij N. J. W. : (1952) The Yeasts. Amsterdam.

Martin : (1954) Beitrag zur Kenntnis der Morphologie und Physilogie der Nectarhefe Candida Reukauffi (Grüss) Diddens et Lodder. Arch. für Mikrobiol. **20.** p. 141—162.

Nadson, G. A.—Krassilnikov, N. A.: (1927) La levure du nectar des fleurs : Anthomyces Reukaufii Gruess. Trans. Brit. Myc. Soc. **43.**

Rippel—Baldes, A. : (1952) Grundriss der Mikrobiologie. Berlin.

Schoellhorn, C. : (1919) Sur la fermentation de quelques levures des nectars des plantes d'hiver. Bull. soc. botan. Genève, **11.** p. 176.

Sydow, H.—Sydow, P. : (1918) Mykologische Mitteilungen. Ann. Mycol. **16.** p. 240.

DER TATARENAHORN-EICHEN-LÖSSWALD DER ZONALEN WALDSTEPPE

(ACERETO TATARICI—QUERCETUM)

Von

B. ZÓLYOMI

KORRESP. MITGLIED D. UNGARISCHEN AKADEMIE D. WISSENSCHAFTEN
BOTANISCHE ABTEILUNG DES NATURHISTORISCHEN MUSEUMS, BUDAPEST

(Eingegangen am 29. V. 1957)

Bei dem Entwurf einer neuen rekonstruierten Vegetationskarte Ungarns, im Massstab 1 : 1 000 000 stiess ich auf die grössten Schwierigkeiten, als ich die natürlichen zonalen Vegetationseinheiten der Lösslandschaften des Waldsteppengebietes der Grossen Ungarischen Tiefebene (Alföld) festzustellen versuchte (vergl. ZÓLYOMI 1956). Moderne pflanzenzönologische Untersuchungen über die Sand- und Auenwälder des Alföld sind in genügender Zahl vorhanden (Soó und Mitarbeiter, Literatur s. Soó 1950), während über die Lösswälder der Tiefebene — die Randgebiete mitinbegriffen — bisher nur ganz allgemein gehaltene Äusserungen zu finden sind (die veralkalisierten Wälder ausgenommen, MÁTHÉ, s. unten). Die fruchtbarsten Tschernosem- und degradierten Tschernosem-Böden der weiten Lössrücken sind hier ihrer natürlichen Pflanzendecke schon in frühhistorischen Zeiten längst beraubt und dienen als Schatzkammer der Landwirtschaft. Die letzten Überbleibsel der ursprünglichen Flora und Vegetation sind meistens in stark ruderalisierten kleinen Fragmenten zu finden (besonders an Wegrainen oder Orts- bzw. Komitatsgrenzen, auf praehistorischen Erdhügeln).

Im Jahre 1955, anschliessend an die Vegetationskartierungs-Arbeit im Bükk-Gebirge, ist es nun gelungen in der lössbedeckten Randlandschaft (»Bükkalja«) des nördlichen Mittell-Teiss-Gebietes (»Középső Tiszavidék« s. ZÓLYOMI 1944) der Tiefebene einen wohl kaum noch anderswo in relativ so ursprünglichem Zustand befindlichen Löss-Steppenwald bei Kerecsend mit meinen Mitarbeitern zu finden* (zufälligerweise wurde dieser Wald bisher von keinem Bota-

* Von den gefundenen Arten waren bisher die folgenden im ganzen Mittel-Theissgebiet (Crisicum) unbekannt, bzw. nur subspontan angegeben : *Cytisus procumbens* (neu für die Flora der ganzen Tiefebene, bzw. Eupannonicum), *Trifolium rubens*, *Lathyrus pannonicus* ssp. *collinus* (neu für die Flora der ganzen Tiefebene), *Euonymus verrucosus*, *Geranium sanguineum*, *Vinca minor*, *Verbascum speciosum* (adventiv), *Campanula cervicaria*, *C. persicifolia*, *Quercus petraea*, *Qu. pubescens*, *Muscari botryoides*, *Iris graminea*, *Carex michelii*, *C. montana*, *Festuca heterophylla*, *Danthonia provincialis* (neu für die Flora der ganzen Tiefebene). Ferner sind vom Kerecsender-Wald noch zu erwähnen : *Hypochoeris maculata*, *Arenaria micradenia*, *Polygonatum odoratum*, *Doronicum hungaricum* (alle auch bei Mezőcsát bzw. Sajólád mit *Melittis melissophyllum*, *Anthirrhinum orontium*, *Anthericum ramosum*, vergl. UJVÁROSI 1941, bei Soó—JÁVORKA 1951 sind diese Angaben nachzutragen). Den Forstingenieuren GY. BÁNKY u. P. ERCSÉNYI möchte ich auch an dieser Stelle meinen innigsten Dank aussprechen.

niker betreten). Bei der zönologischen Bearbeitung hat sich klargestellt, dass diese Assoziation mit keiner der bisher bei uns beschriebenen zu identifizieren ist. Vergleichende Literatur- und Feldstudien (bis Süd-Dobrudscha in Bulgarien, im Jahre 1956) haben ergeben, dass es sich um einen Vertreter der Südosteuropäischen Steppenwald-Assoziationsgruppe handelt. Die verschiedenen geographischen Assoziationen dieser Wälder sind in der Waldsteppenzone vorwiegend zonale Plakorwälder auf Löss, meist auf degradiertem Tschernosem, seltener auf Tschernosem und grauen Waldböden. Sie sind geobotanisch und waldtypologisch besonders in der Sowjetunion gut beschrieben und charakterisiert (Platzmangels wegen muss auf einen Literaturhinweis verzichtet werden, zur Orientierung s. ALJECHIN 1951, GAMS 1943, KELLER 1927, SOTSCHAWA 1954, WOROWJOW 1953). Es stehen aber bisher nur wenige und z. T. fragmentarische, sich auf die mitteleuropäische, BRAUN-BLANQUET'sche Methode stützende Aufnahmen und Beschreibungen zur Verfügung. Durch vergleichende Revision und Umarbeitung des letzgenannten Materials gebe ich einen kurzgefassten Überblick der südwestlichen, z. T. auch submediterran getönten Assoziationen dieser europäisch-kontinentalen, genauer pontisch-pannonischen Gruppe. Zum Vergleich dient ein herausgerissenes Beispiel aus der Mittleren-Waldsteppenzone der SSSR.

Vorerst muss aber ein kurzes, anschauliches Bild über dem Wald von Kerecsend, im nördlichen Randgebiet der Grossen Ungarischen Tiefebene gegeben werden. Der Wald (196 kJ) liegt zwischen 125—150 m H., in einem Schuttkegel-Gebiet, das aus tonig-sandig-kiesigen pleistozänen Schichten, z. T. fossilen roten Tonerden, meist mit einer 1—2 m dicken Lössdecke, aufgebaut ist (PINCZÉS 1955, 1956). Auf den breiten, kaum geneigten Rücken bildete sich — als ein in Ungarn nur am Fuss des Mátra- und Bükk-Gebirges zu findender Bodentyp — ein grauer Waldboden, den ebenso genannten Böden in der russischen Waldsteppenzone ähnlich, ein Bodentyp, dessen Eigenschaften zwischen denen des Tschernosem und denen der Waldböden liegen (STEFANOVITS 1955). Einige Angaben einer Bodenprobe vom Lithospermum-Fazies des Waldes (analysiert von P. STEFANOVITS) :

Tiefe cm	pH H_2O	Y_1	hy	Humus %
0—22	6,4	13,70	3,56	7,22
22—40	6,6	8,50	2,81	3,61

Es ist aber noch zu erwähnen, dass der Wald z. T. in durch Denudation freigelegten viel älteren fossilen Böden stockt, die jetzt eine zum braunen Waldboden neigende Entwicklungstendenz zeigen.

Das Klima ist mässig kontinental. Einige Angaben der zunächst (6 km) liegenden meteorologischen Station Kápolna (122 m H., 1901—1940) : Jahres-

niederschlag 538 mm (Maximum Juni 63 mm, Minimum Jänner 26 mm), Jahresmitteltemperatur 9,9° C (Jänner —2,1°, Juli 18,9°).

Der Baumwuchs ist von mittlerer Bonität. In der Laubkronenschicht bilden die Flaumeiche (*Quercus pubescens*) und Zerreiche (*Quercus cerris*, durch Niederwaldbetrieb sekundär überrepräsentiert), mit Einmischung von Trauben- (*Qu. petraea*) und Stieleiche (*Qu. robur*) die Oberschicht. Der Tatarenahorn (*Acer tataricum*) und Feldahorn (*A. campestre*), ganz vereinzelt auch die Feldulme (*Ulmus campestris*) bilden eine mit der vorigen zusammenfliessende untere Baumschicht. Der Tatarenahorn, als eine ausgesprochen südlich-kontinentale, pontische Baumart, erreicht seine Westgrenze im pannonischen Florengebiet. Im Nordosten Ungarns ist er schon häufig und kommt auch in den Auenwäldern konstant, z. T. massenhaft vor, aber — und das ist zu beachten — fast nur in der Strauchschicht. In den Steppenwäldern dagegen ist es sehr bezeichnend, dass er mit dem Feldahorn zusammen im Konkurrenzkampf bis zur Baumschicht gelangen kann (in den trockensten Ausbildungen bleibt er aber wieder zurück). Für unsere Assoziation ist ferner die Hybridisation der verschiedenen Eichenarten ebenso charakteristisch, wie auch die im Ungarischen Mittelgebirge kaum mögliche, hier am Randgebiet der Ungarischen Tiefebene aber stets vorhandene Vergesellschaftung der Flaumeiche und Stieleiche. Die Strauchschicht ist reich an Arten (bezeichnenderweise fehlt doch die Hasel), and kommt bis zur 80%iger Deckung. Die Krautschicht ist auch gut entwickelt, faziesbildend sind Trockengräser (meist *Poa pratensis-angustifolia*, *Poa nemoralis*, seltener *Brachypodium pinnatum* und *B. silvaticum*, lokal *Festuca valesiaca*, an degradierten Stellen *Carex praecox*), im Frühlingsaspekt *Corydalis cava-Viola cyanea*, da später meist *Polygonatum latifolium* (*Convallaria* nur ganz lokal), und oft ist auch *Lithospermum purpureo-coeruleum* massenhaft zu treffen. Der Unterwuchs zeigt im ganzen einen mässig xerophilen, calciphilen und nitrophilen Charakter an.

Lokale Assoziations-Charakterarten (F 4—5, lokal im Crisicum) und Verbands-Charakterarten (F 4) : *Quercus pubescens*, *Acer tataricum* (*Prunus fruticosa* »Ws«), *Melica altissima*, *Carex michelii*, *Muscari botryoides*, *Iris graminea*, *I. variegata* »Ws«, *Lathyrus p.* ssp. *collinus* »Ws«, *Viola* cf. *suavis*, *Nepeta pannonica* »Ws«, *Phlomis tuberosa* »Ws«, *Doronicum hungaricum* »Ws«.

Die Arten der *Quercetalia pubescentis-sessiliflorae* (mitinbegriffen die Charakterarten der übrigen da einzureihenden Verbände), bzw. Waldsteppenarten (»Ws«) sind gut vertreten. *Quercus cerris*, *Pyrus pyraster*, *Prunus spinosa*, *Rosa gallica* »Ws«, *Rhamnus cathartica*, *Euonymus verrucosus*, *Brachypodium pinnatum* »Ws«, *Polygonatum odoratum*, *Silene nutans*, *Lychnis coronaria*, *Ranunculus polyanthemos*, *Thalictrum minus* »Ws«, *Clematis recta*, *Sedum maximum*, *Potentilla alba*, *Trifolium alpestre* »Ws«, *Lathyrus latifolius* »Ws«, *L. niger*, *Vicia cassubica*, *V. pisiformis*, *Vicia cracca-tenuifolia* »Ws«, *Geranium sanguineum* »Ws«, *Dictamnus albus* »Ws«, *Viola hirta* »Ws«, *Peucedanum cervaria* »Ws«, *P. offici-*

nale »Ws« (bezeichnenderweise auf nicht alkalisiertem Boden, vergl. MEUSEL 1955), *Cynanchum vincetoxicum* »Ws«, *Lithospermum purpureo-coeruleum*, *Pulmonaria mollissima* (bzw. Verb.), *Stachys officinalis* »Ws«, *Satureja vulgaris*, *Veronica teucrium* »Ws«, *Melampyrum cristatum* »Ws«, *Chrysanthemum corymbosum*, *Lactuca quercina*, *Hypochoeris maculata* »Ws«, etc.

Steppenarten *(Festucion sulcatae): Festuca valesiaca*, *Arenaria micradenia*, *Adonis vernalis*, *Filipendula vulgaris*, *Peucedanum alsaticum* »Ws«, *Vinca herbacea*, *Teucrium chamaedrys* »Ws«, *Stachys recta*, *Veronica spicata*, *Asperula glauca*, *Inula hirta* »Ws«, *Artemisia pontica*, etc.

Die Waldsteppen- und Steppenarten häufen sich besonders in natürlichen Auflichtungen des Waldes (an extremeren Standorten und bei älterwerden des Baumbestandes), oder in künstlichen Lichtungen wie die Alleen (da sind auch weitere Steppenarten zu finden, wie *Chrysopogon gryllus*, *Danthonia provincialis*, *Ranunculus pedatus*, *Pulsatilla* cf. *montana*, *Clematis integrifolia*, *Thlaspi jankae*, *Cytisus procumbens*, *Seseli varium*, *Echium rubrum*, *Aster linosyris*.

Weitere Arten mit höherem Konstanzgrad (K III—V) : *Dactylis glomerata* s. l., *Bromus ramosus* ssp. *benekeni*, *Agropyron caninum*, *Ranunculus ficaria*, *Geum urbanum*, *Fragaria vesca*, *Euphorbia cyparissias*, *Geranium robertianum*, *Hypericum perforatum*, *Origanum vulgare*, *Veronica chamaedrys*, *V. hederifolia*, *Galium aparine*, *Inula salicina*.

An den Waldrändern ist Waldsteppendornbusch mit *Prunus fruticosa*, *Rosa gallica* bezeichnend. An der Gemeindegrenze der nächsten Siedlung, Kápolna, auf Lössplakor (135 m H.), ist auch das *Prunetum tenellae pannonicum* zu finden (*P. tenella*, *P. fruticosa*, *P. spinosa*, *Rosa gallica*, *Vinca herbacea*, *Thalictrum minus*, *Phlomis tuberosa*) und auch nördlich, schon im Hügelland, an der Komitatsgrenze von Heves (Kistálya 250 m H. : die 3 *Prunus*-Arten, *Quercus pubescens*, *Phlomis;* die letztere massenhaft im Demjéner Flaumeichenwald, ferner in der Ebene an den Westgrenzen der benachbarten Ortschaften Szihalom und Mezőkövesd).

Am Fusse des Lössrückens, schon auf Alluvium des Lasko-Baches, sind im Kerecsender Wald kleine Fragmente des Maiglöckchen-Eichenwaldes (*Convallario—Quercetum roboris tibiscense*) bzw. des Eichen-Ulmen-Auenwaldes (*Ulmeto-Fraxineto-Roboretum = Querceto-Ulmetum hungaricum*) zu finden. Auf der anschliessenden, entwässerten Niederungswiese ist auch das *Peucedano-Asteretum punctati* entwickelt.

Ich möchte die Assoziation des Kerecsender-Waldes, d. h. den zonalen Lössplakor-Wald der Ungarischen Tiefebene (Alföld) von den schon bekannten Waldassoziationen der Tiefebene unterscheiden und als **Acereto tatarici-Quercetum pubescentis-roboris**, bzw. *hungaricum* benennen (zuerst habe ich sie nur als Subassoziation des »*Querceto-Lithospermetum*« des Ungarischen Mittelgebirges erwähnt, s. ZÓLYOMI 1956, vergl. noch BK 1937 S. 179). Es ist eine Waldgesellschaft von ausgesprochen kontinentalem Charakter und ist als

Vertreter der südosteuropäischen zonalen Löss-Steppenwälder im pannonischen Raum zu bewerten.

Für die Rekonstruktion ist es wichtig, dass aus dem südosteuropäischen Raum — aus Rumänien und der Sowjetunion — Parallele zur Verfügung stehen. Auch daraus ergibt sich, dass dem Inneren der Ungarischen Tiefebene zu, mit wachsender Kontinentalität, immer mehr die Stieleiche (*Quercus robur*) in unserer Assoziation zur Vorherrschaft kam (besonders im Nordosten), und auch die Feldulme (*Ulmus campestris*) massenhaft auftritt (Subass. prov. *ulmetosum* vergl. noch

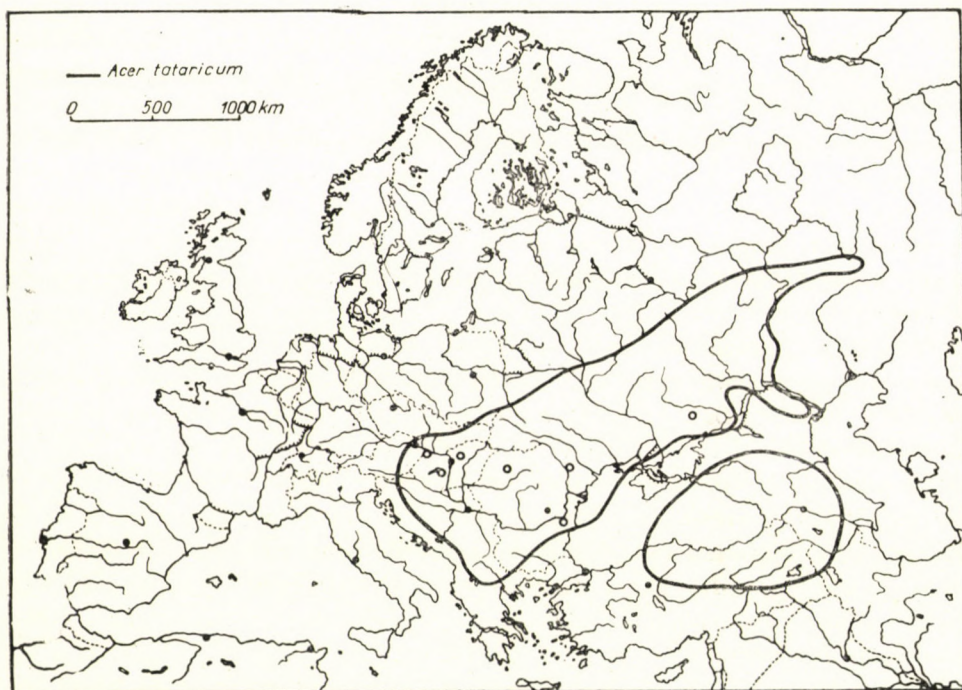



Abb. 1. Die Bearbeitungsgebiete des Acereto tatarici-Quercetum (o)

MEUSEL 1954). Doch spielte einst die Flaumeiche (*Quercus pubescens* und damit zusammen auch *Qu. cerris*) nicht nur in den Randgebieten des Alföld und zerstreut im Sandgebiet der Donau—Theiss Zwischenstromlandschaft (»Kiskunság«)*

* Auch nördlich von Monor bei Péteri, ist *Quercus pubescens* und seine Hybride auf Flugsand massenhaft zu treffen. Nach Einreihung des Artikels habe ich die Feldarbeit fortgesetzt. Auf dem Lössrücken des transdanubischen Teiles des Alföld (»Mezőföld«), von wo wir bisher keine Angaben über das Vorkommen von *Quercus pubescens* gehabt haben, konnte die Flaumeiche an mehreren Stellen behauptet werden (Polgárdi, Németkér, Paks und bestandbildend mit *Ulmus campestris* bei Dunaszentgyörgy!), wie auch *Qu. cerris* (Dég, Dunaszentgyörgy—Paks), während auf Sand nur *Qu. robur* vorherrscht (Vajta). Erwähnenswert ist *Tilia argentea* (Németkér). Neue Daten über *Prunus tenella:* Mezőszentgyörgy (mit JAKUCS), Tárnok—Martonvásár (mit UJVÁROSI), Dunaszentgyörgy. — In demselben Gebiet ist das **Salvio—Festucetum sulcatae pannonicum** als Löss-Steppenwiesen Ass. und das **Agropyro** (*cristati*)—**Kochietum prostratae** (»b«) als Lösswandrand Ass. ausgebildet. Charakterarten : *Agropyron cristatum* (opt. »b«),

sondern auch auf den Lössrücken, so z. B. auf dem Békés—Csanáder-Lössrücken eine Rolle. Wir müssen annehmen, dass sie auf den Lössrücken viel häufiger als im Sandgebiet, ja sogar kodominierend war. Die Zwergmandel-Trockengebüsche des Békés—Csanáder-Lössrückens können als Reste der Gebüschsäume der schon längst verschollenen Steppenwälder betrachtet werden.

Der von I. MÁTHÉ erforschte und beschriebene Alkalisteppen-Eichenwald* (Ohat 1933, Hencida 1939), den wir bisher als eine Subassoziation des *Festuco-Quercetum roboris tibiscense* bewertet haben, ist eher unserer Assoziation, ebenfalls als eine Subassoziation anzugliedern (*Ac. t.- Qu. pubescentis-roboris* **pseudovinetesum** bzw. **tibiscense**). Auf Grund der vorher skizzierten zönologischen Verhältnisse können jetzt die im Mittel-Theiss Gebiet bisher als Anpflanzungen gedeuteten zerstreuten *Quercus cerris* Vorkommen zum grössten Teil als spontan angenommen werden, desgleichen auch die Angabe über *Quercus pubescens* bei Ohat (MÁTHÉ 1933 S. 177).** Letzteres wird durch die Angabe PRODAN's (1915) vom Bezdaner veralkalisierten Eichenwald (Süd-Alföld) auch unterstützt. In diesem Fall, d. h. auf Alkaliböden, handelte es sich aber nur um Einzelvorkommen und konstant-dominant ist nur *Qu. robur.*

Unsere Vorstellung über das ausschliessliche Prädominieren von *Quercus robur* in den Eichenwäldern der Ungarischen Tiefebene, muss aber im allgemeinen revidiert werden. Diese Vorstellung bleibt nur für die Sand- und höheren Inundationsgebiete und so auch für die Alkaliböden gültig. Wie einst der typische Tatarenahorn-Eichenwald mit Zwergmandelsaum auf den Lössrücken, mit den Löss-Steppenwiesen ein Makromosaik bildete, so seine Alkali-Subassoziation in den Niederungen mit dem *Peucedano-Asteretum* (hier ist ausserdem mit dem Eichen-Ulmen-Auenwald nicht nur ein Kontakt, sondern auch eine genetische Verbindung vorhanden).

Auf den randlichen Lössrücken der Tiefebene westlich der Donau (»Mezőföld« und angrenzende Teile) ist wiederum eine andere Subassoziation ausgebildet, das *Ac. t.- Qu. pubescentis-roboris* **ornetosum** bzw. **submatricum**. Dies wurde zuerst von G. FEKETE bei Lovasberény studiert und als *Querceto-Lithospermetum* beschrieben (1956). Im Gegensatz zu dem extremer-kontinentalen nordöstlichen Alföld, aber dem südlichen Alföld ähnlich, treten hier im Makroklima die submediterranen Züge stärker hervor (vergl. ZÓLYOMI 1942)

Allium paniculatum (auch Dunakömlőd), *Eurotia ceratoides*, *Kochia prostrata* (optimal in »b«, auch Százhalombatta, bei Érd mit *Ephedra distachya*!), *Silene longiflora*, *Crambe tataria*, *Brassica elongata* (opt. »b«), *Cytisus austriacus*, *Viola ambigua* (verbreitet), *Euphorbia pannonica*, *Ajuga laxmanni*, *Taraxacum serotinum* ; ferner Waldsteppenarten, wie *Phlomis tuberosa* (Érd, Kisláng), *Serratula radiata* (Érd, Dég, also Mitglied der Flora des Alföld!).

* Es ist zu bedauern, dass unsere Forstwissenschaftler auch im Falle dieses Typs von den älteren botanischen-phytozönologischen Mitteilungen keine Kenntnis genommen haben (vergl. JÁRÓ 1955).

** Das Vorkommen beider Eichen im Ohat-Walde ist — laut Mitteilungen der Forstleute — auf Anpflanzungen zurückzuführen. (Anm. d. Red.)

und dementsprechend gehören die Differenzialarten meist zum submediterranbalkanischen Arealtyp: *Fraxinus ornus*, *Sorbus domestica*, *Colutea arborescens*, *Oryzopsis virescens*, *Smyrnium perfoliatum*, *Helleborus dumetorum*. Diese Arten weisen auch auf den Übergang zum *Lithospermo-Quercetum pubescentis-cerris* (*pannonicum*) des Mittelgebirges hin. Die letzten, degradierten, fragmentarisch ausgebildeten Individuen dieser Subassoziation sind auch noch bei Budapest, in der Einbuchtung des Alföld zu finden, und zuletzt im angrenzenden Hügellande von Gödöllő, dort aber nur extrazonal und in submediterranen Elementen verarmt (vergl. BIRCK—HORVÁTH 1955). Es ist möglich, dass die Bestände auf den randlichen Lössrücken der südlichen Tiefebene auch unserer Subassoziation anzuschliessen sind (vgl. die erste floristische Beschreibung vom Wald Hidasliget, nordöstlich Timişoara, LENGYEL, 1915; der Vadász-Wald entspricht zum Teil der Subassoziation *pseudovinetosum*, s. PRODAN 1915). Eine Parallelität mit der weiter unten aus Bulgarien beschriebenen Assoziation ist nicht zu leugnen.

Die pannonische Assoziation ist auch in den Randgebieten der Kleinen-Tiefebene (Arrabonicum) zu finden. Die erste floristische Beschreibung hat GAYER 1917 vom Senecer-Wald gegeben, welcher am Fusse der Kleinen Karpaten auf mit Löss bedecktem Schuttkegel liegt. Die erste zönologische Bearbeitung stammt von KNAPP (1944) von der Parndorfer-Platte und diese Phytozönose wurde von ihm als *Querco-Potentilletum albae occidento-pannonicum viburnetosum* bezeichnet (vergl. WENDELBERGER 1955). Jetzt bewerte ich diese Phytozönose als *Ac.t.-Qu. pubescentis-roboris* **primuletosum** bzw. **occidento-pannonicum.** Hier sind wir schon etwas weiter von der westlichen Arealgrenze des Tatarenahorns und so fällt *Acer tataricum* aus der Vergesellschaftung heraus, in der Baumschicht spielt nur *Acer campestre* mit den Eichen eine Rolle (Eichen-Hybriden!). Die Differenzialarten sind wie folgt: *Primula veris* var. *canescens*, *Melica nutans*, *Ranunculus polyanthemos*, *Viola collina*, etc. Bei Sopron, im Wald von Szárhalom (vergl. Soó 1941), ferner auf den z. T. mit dünnen, verleimten Löss-Schichten bedeckten Terrassenschottern bei Vitnyéd-Csapod (JEANPLONG, da auch *Quercus*-Hybride, s. HARACSI 1955) und des Kemenes, ist die Subassoziation *primuletosum* auch aufzufinden. An letzterer Stelle tritt auch das *Ac. t.-Qu. pub. rob. pseudovinetosum* mit den Fragmenten des *Peucedano-Asteretum* zusammen auf (s. ZÓLYOMI BK 1942, s. ferner BENCZE 1955).

Im Waldsteppengebiet des siebenbürgischen Beckens (»Mezőség«, Praerossicum) scheinen auch ähnlich ausgebildete Waldbestände aufzutreten. Einen Teil der von R. Soó (1951) beschriebenen Eichenwälder könnte man als eine **Acereto-tatarici-Quercetum petraeae-roboris** bzw. **praerossicum** auffassen, es ist aber auch möglich, dass es sich nur um eine Subassoziation des mittel-siebenbürgischen *Potentillo albae-Quercetum petraeae-roboris* handelt (*aceretosum*).

Die auf Grund der ersten Auffassung festgestellten Differenzialarten sind in der beiliegenden Tabelle zu finden, sie sind meistens mesophilere *Quer-*

ceto-Fagetea-, seltener *Fagetalia*-Arten. Im Arealtypen-Spektrum spielen subkontinental-sarmatische Arten eine Rolle.

Typisch und als eine zonale Assoziation hat sich in der Waldsteppenzone von Muntenien und der Moldau (Bessarabien) das **Acereto tatarici-Quercetum pubescentis-pedunculiflorae** bzw. **bessarabicum** entwickelt. Zuerst wurde es von BORZA unter verschiedenen Namen beschrieben (1937, s. noch PASCHOVSKI u. Mitarbeiter 1954). Besonders charakteristisch ist das massenhafte Auftreten von *Quercus pedunculiflora* (nächst verwandt mit *Qu. robur*). Zu den bezeichnenden Waldsteppenelementen — wie *Prunus tenella*, *Asyneuma canescens* — mischen sich eindringende Steppenelemente, so *Iris halophila*, *Statice latifolia*, *Phlomis pungens*, *Cephalaria uralensis*.

An den exponierten Lössabhängen der tiefen Täler des Prut und Dnyester ist die Subassoziation **Ac.t.-Qu. pubescentis-pedunculiflorae cotinetosum** bzw. **podolicum** zu finden, welche besonders in Podolien als extrazonale Ausbildung der Assoziation bewertet werden kann (vergl. SZAFER 1935, BORZA 1937). Die Differenzialarten sind meist *Querceto-Fagetea*, bzw. *Fagetalia-*, aber auch submediterrane Arten. *Carex brevicollis* und *Nectaroscordium bulgaricum* sind lokal charakteristisch.

Im östlichen Waldsteppengebiet Bulgariens, nähmlich im Süd-Dobrudscha, konnte auf Grund eigener Aufnahmen und der Aufnahmen von STOJANOW (1955) das **Acereto tatarici-Quercetum confertae-pedunculiflorae** bzw. **bulgaricum** als prov. Assoziation aufgestellt werden. Den anderen Assoziationen unserer Lösssteppenwald-Gruppe entgegen, treten weitere meist östliche submediterrane Elemente als Differenzialarten auf (z. T. *Orneto-Ostryon* Arten, die hier als *Quercetalia pubescentis* Arten zu bewerten sind) : *Quercus frainetto*, *Carpinus orientalis*, *Pyrus elaeagrifolia*, *P. amygdaliformis*, *Tilia argentea*, *Euonymus latifolius*, etc. In der oberen Baumschicht sind *Quercus frainetto* und *Qu. cerris* (letztere meist durch Degradation überrepräsentiert) kodominant und dem Inneren der Waldsteppenzone zu, immer mehr *Qu. pedunculiflora*, während *Qu. pubescens* nur eine untergeordnete Rolle spielt. In der Krautschicht sind folgende als Differenzialarten zu bezeichnen : *Asparagus tenuifolius*, *Tamus communis*, *Silene nemoralis*. Viele Züge sind doch mit den anderen Assoziationen der Löss-Steppenwälder gemeinsam (vergl. die Tabelle). Es ist die Aufgabe der weiteren Forschung eine klare Abgrenzung vom nordostbalkanischen *Quercetum confertae-cerris* zu schaffen.

Zum Vergleich habe ich ein einziges Beispiel aus der mittleren Waldsteppenzone der Sowjetunion vorgeführt. Einige vom Donetzrücken beschriebene Soziationen (GREENJ 1940, KOTOW 1940) wurden von mir zu einer Assoziation vereinigt und als **Acereto tatarici-Quercetum roboris** bzw. **rossicum** benannt. Bezeichnenderweise ist *Quercus robur* die einzige Eichenart, daneben spielt *Tilia cordata* auch eine Rolle. *Querceto-Fagetea* bzw. *Fagetalia*-Arten sind auch hier vorhanden, ferner kann auch *Physospermum cornubiense* als Trennart

genannt werden. Von den lokalen Charakterarten ist besonders die kaukasische *Veronica umbrosa* zu erwähnen.

Zusammenfassende Folgerungen

1. Die Eichenwald-Assoziationen des ungarischen und im allgemeinen des südost-europäischen, z. grössten Teil zonalen Waldsteppengebietes, können im Rahmen der *Quercetalia pubescentis-petraeae* Ordnung als ein selbständiger Verband bzw. Unterverband von mehr kontinentalem Charakter herausgesondert werden. Meine Forschungen über die Plakor-Waldsteppe und die Karstbuschwald Forschungen von JAKUCS—FEKETE an der Hang-Waldsteppe kamen gleichzeitig zu diesem Ergebnis. Auf Grund der beiden Forschungsgebiete stellen wir jetzt einen neuen Verband (Federatio) auf, und bezeichnen ihn mit dem Namen :

Aceri (tatarici)-Quercion.

Es können folgende Arten als Verbandscharakterarten betrachtet werden : *Quercus pedunculiflora*, *Acer tataricum*, *(Prunus tenella*, *P. fruticosa)*, *Melica picta*, *M. altissima*, *Iris (graminea)* ssp. *pseudocyperus*, *I. aphylla* ssp. *hungarica* ?, *Viola suavis-pontica*, *Ferulago silvatica*, *Nepeta pannonica*, *Phlomis tuberosa*, *Veronica spuria* ssp. *foliosa*, *Asyneuma canescens*, *Doronicum hungaricum*, *ferner Carex brevicollis*.

Ausser denen können noch einige weiterverbreitete Arten auch als Verbandscharakterarten betrachtet werden, da ihr Hauptgewicht hier liegt, so z. B. *Carex michelii*, *Iris variegata*, *Pulmonaria mollissima*, *Inula germanica*.

Ausserhalb der geographischen Assoziationen des *Acereto tatarici-Quercetum* auf Löss, sind auch die schon länger bekannten *Convallario-Quercetum roboris* und *Festuco-Quercetum roboris* auf Sand in diesen kontinentalen Verband einzureihen.

Die Aufstellung des neuen kontinentalen Verbandes und auch die immer weiter fortschreitende Bearbeitung des pannonischen Eichenwald-Gebietes hat die Notwendigkeit eines neuen Ordnens, bzw. Klassifikation der europäischen xerothermen Eichenwälder hervorgerufen. Obwohl in der Einteilung von KNAPP im Jahre 1942 einige Richtlinien sehr beachtenswert sind, war es damals — mangels hinreichenden Materials aus Südost-Europa — noch kaum möglich, eine annehmbare Neuordnung der *Quercetalia pubescentis-petraeae* zu schaffen. Seitdem hat sich eine Fülle von geeignetem — leider meist noch nicht publiziertem — Material angehäuft.

Unserer Auffassung nach ist die *Quercetalia pubescentis-petraeae* Ordnung in 4 gleichwertige Verbände zu teilen : **Buxo-Quercion** *(Quercion pubescentis)*

umfasst die atlantisch-westsubmediterranen xerothermen Eichenwälder; **Orneto-Ostryon** die balkanischen, ostsubmediterranen Eichenwälder; **Aceri-Quercion** die kontinentalen Waldsteppen-Eichenwälder; der mitteleuropäisch-sarmatische **Quercion petraeae** (ohne *pubescentis!*) enthält endlich die Reste des im früheren Sinne genommene *Quercion pubescentis-petraeae.* Die kritische Überprüfung und Feststellung der Charakterarten der so getrennten Verbände ist durch unsere Arbeitsgemeinschaft in Gang gesetzt und ebenso die ausführliche bzw. monographische Bearbeitung der einzelnen Assoziationen des neuen Verbandes (ZÓLYOMI—JAKUCS—FEKETE). Im pannonischen Eichenwaldgebiet treffen sich die Assoziationen der drei letztgenannten Verbände, dadurch wird die Beurteilung teilweise erschwert (Übergänge!), teilweise aber erleichtert (Kontraste!).

2. Die verschiedenen geographischen Assoziationen der zonalen Waldsteppe auf Löss haben sich im Laufe der räumlichen Veränderung des Makroklimas und der geschichtlichen Entwicklung der Vegetation ausgebildet. Auf den wärmeren, kontinentalen Teilen der Waldsteppe sind die Assoziationen des *Acereto-Quercetum* zu finden (nach Osten fallen sämtliche andere Eichenarten heraus, es bleibt nur *Quercus robur*), während an den kühleren, kontinentalen Teilen eine dem *Potentillo albae-Quercetum* entsprechende Gesellschaft mit den Löss-Steppen im Kontakt zu stehen scheint. Die Verhältnisse im kühleren, kontinentalen siebenbürgischen Mezőség und in Podolien zeigen schon den Übergang zum letztgenannten Fall. (Die von SZAFER beschriebene zonale Waldgesellschaft, das *Quercetum podolicum*, könnte man auch als *Potentillo albae-Quercetum roboris podolicum* deuten.) Im Randgebiet der Ungarischen Tiefebene ist das *Acereto tatarici-Quercetum pubescentis-roboris* die zonale Waldgesellschaft, welche im Hügellande dann allmählich in das zonale *Potentillo albae-Quercetum petraeae-cerris* hinübergeht.

Zuletzt muss noch darauf hingewiesen werden, dass uns das Verfahren keineswegs gerechtfertigt erscheint, den Waldsteppensaum als *Dictamno-Geranietum sanguinei* von dem Waldsteppenwald (und auch vom submediterranen Buschwald) zu trennen, bzw. als Trockenrasenanteil zum *Astragalo-Stipion* einzureihen (WENDELBERGER 1954). Die mit Flaumeichen gemischten Busch- und Niederwälder des pannonischen und im allgemeinen des südosteuropäischen Eichenwaldgebietes sind meistens durch die Waldsteppenelemente (und auch Sträucher) durchwebt und bilden mit diesen zusammen eine untrennbare Pflanzenvergesellschaftung! (Weitere Bemerkungen zu WENDELBERGERS Auffassung möchte ich an anderer Stelle tun.)

3. Von den wärmeren kontinentalen Gebieten Südost-Europas nach Osten, in der Richtung von immer kühleren und extremeren kontinentalen Klimagebieten fortschreitend, treten so in den Steppenwiesen, wie in den Wäldern der Waldsteppenzone immer mehr und mehr dem kühlkontinentalen Klima angepasste Arten von nördlicherer Verbreitung auf (*Cimicifuga foetida*, *Spiraea*

media, *Dracocephalum ruyschiana*, *Pedicalaris campestris*, etc.), und es treten auch boreale, Glazialreliktelemente in die Vergesellschaftung ein. Auf der Plakorwaldsteppe der Ungarischen Tiefebene und zum Teil an den Hangwaldsteppen des Ungarischen Mittelgebirges fehlen schon die klimatischen Bedingungen in dieser Beziehung. Doch sind einige solche Elemente an den höheren und kühleren Teilen, oder speziellen mikroklimatischen Winkeln des Mittelgebirges (Matricum), besonders in der kontinentaleren, nordöstlichen Flanke, in speziellen Pflanzengesellschaften zu treffen. So z. B. ist *Dracocephalum ruyschiana* am 800 m hohen Karstplateau des Bükkgebirges nur in den Waldsteppenwiesen-Fragmenten der Dolinen zu finden, wo ein ganz spezielles extremkühl-kontinentales Mikroklima vorherrscht, oder ein anderes Beispiel: *Cimicifuga foetida* ist im Ungarischen Mittelgebirge in den Schluchtwäldern *(Acereto-Fraxinetum)* und besonders in der zu diesen neigenden speziellen Felsenwaldgesellschaft charakteristisch (**Tilio-Sorbetum bükkense** Zólyomi—Jakucs **ined.**). Hier mengen sich auch glaziale Reliktarten. Im siebenbürgischen Mezőség, und weiter nach Nordosten in Podolien, ist aber *Cimicifuga* auch schon in den Eichenwäldern der Waldsteppenzone zu finden.

4. Für Ungarn können folgende Waldtypen des Tatarenahorn-Eichen-Löss-Steppenwaldes unterschieden werden: a) *Festuca sulcata*-Ahorn-Eichenwald (mit Praedominieren der Flaumeiche, seltener auch Feldulme, extremtrockenster Typ), b) *Festuca pseudovina*-Ahorn-Eichenwald (mit Praedominieren der Stieleiche, Feldulme, auf alkalisierten Inundationsböden), c—d) *Brachypodium-Lithospermum-* bzw. *Polygonatum latifolium-Lithospermum-*Ahorn-Eichenwald (mit gemischtem Eichenbestand, auch Traubeneiche, in der zweiten Schicht seltener Hainbuche, besonders im Vorland des Mittelgebirges). Sekundärtypen: Zerreiche (bei a und c—d), Feldahorn (bei c—d besonders bezeichnend), im Unterwuchs *Poa pratensis-angustifolia*, *Carex praecox* (a—d). Im nordwestlichen Randgebiet des Alföld spielt die Mannaesche eine Rolle (vergl. noch Birck—Horváth 1955).

Übrigens lässt sich das *Acereto tatarici-Quercetum* zwangslos in mein zweidimensionales Waldtypenschema der Wälder des Alföld einreihen, ja es füllt sogar eine Lücke (0—1, c—d, vergl. Zólyomi 1954, S. 220). Dem *Junipereto-Populetum* der Sandböden entspricht hier auf Löss das *Prunetum tenellae*.

Es muss noch erwähnt werden, dass — trotz einiger beachtenswerter Bestrebungen — die Waldtypengruppierung von Majer (1957) uns verfehlt erscheint. Die Wasserhaushaltstufen der Standorte (1—7) sind bei sämtlichen Gruppen (I—VII) untereinander nur sehr beschränkt vergleichbar und so für die Praxis z. T. irreführend. Die verschiedenen ökologischen Ansprüche der einzelnen Holzarten kommen in dieser Beziehung nicht zur Geltung (z. B. steht mit der Standortbezeichnung »sehr trocken« (1) *Vaccinium* und *Cotinus* in der gleichen Stufe!). Die Fichte, die Buche dürften nicht (wenn ach nur relativ) in die oberste Stufe (1) der Flaumeiche gleich hinaufreichen. Bei anderer Gelegenheit möchte ich noch auf diese Fragen zurückkommen.

Acereto tatarici—

Tatarenahorn—Eichen—

1 a *Ac. t.-Qu. pubescentis-roboris (hungaricum)*
  b „ „ „ *primuletosum (occidento-pannonicum)*
  c „ „ „ *ornetosum (submatricum)*
  d „ „ „ *pseudovinetosum (tibiscense)*
2 „ *petraeae-roboris (praerossicum)*
3 a „ *pubescentis-pedunculiflorae (bessarabicum)*
  b „ „ „ *cotinetosum (podolicum)*
4 „ *confertae-pedunculiflorae (bulgaricum)*
5 „ *roboris (rossicum)*

	1 a	1 b	1 c	1 d
B a u m-u. S t r a u c h s c h i c h t Assoziations-(! lokal) u. Verbands-Charakterarten des *Aceri-Quercion*				
Quercus pubescens (nur Ordnungs Art)	! V 2—3	! V 2—4	IV 1—2	(p)
Quercus pedunculiflora	—	—	—	—
Acer tataricum	V 1—2	—	II 1	p
(Prunus fruticosa) „Ws"	I+	I+	II+	(p)
(Prunus tenella) „Ws"	x	x	x	p
(Rosa pimpinellifolia) „Ws"	—	—	II+	—
Charakterarten der *Quercetalia pub. petr.* Ordnung				
Quercus cerris	V 1—4	II 1—4	IV 2—4	(p)
Pyrus pyraster (achras)	III+	II+	V+—1	p
Sorbus torminalis	—	II+	IV+—1	—
Rosa gallica „Ws"	II+	I+	I+	p
Prunus spinosa	V+—	IV+	II+	p
Crataegus monogyna	V 1	V+	V+—1	p
Rhamnus catharctica	III+	V+	II+	.
Cornus mas	.	—II+	II+	—
Viburnum lantana	.	II+	V+—1	.
Euonymus verrucosus (eher *Quercetalia*)	IV+—2	.	IV+—2	.
Fraxinus ornus	—	—	V+—2	—
Sorbus domestica	—	—	II+	—
Colutea arborescens	—	.	II+	—
Cotinus coggygria	—	—	I 1	—
Quercus frainetto = conferta	—	—	x	—
Carpinus orientalis	—	—	.	—
Pyrus eleagrifolia-amygdaliformis	—	—	—	—
Querceto-Fagetea (bzw. *Fagetalia*)-Arten				
Quercus petraea	III+	II+—2	V 1—2	—
Quercus robur	IV+	V+—2	III+	D
Quercus Hybride	x	V+—2	I+	.
Acer campestre	IV 1—2	V+—2	V+—2	p
Ulmus campestris	II+	III 1—2	IV+—1	p
Fraxinus excelsior	I+	II 2—	.	.
Malus silvestris	I+	.	II+	p
Rosa canina s. l.	IV+	V+	II+—1	.
Euonymus europaeus	V+	V+	IV+	p

Quercetum (Ac. t.-Qu.)
Löss—Steppenwald

„Ws" = Waldsteppenart
x = ausserhalb der Aufnahmen in anderen Bestände der Assoziation, oder in Ersatzgesellschaften
IV = wenn Konstanzwert fettgedruckt dann Trennart
. = fehlt in den Aufnahmen
— = fehlt im ganzen Gebiet
p = Praesenz

2	3 a	3 b	4	5	
!I+	!III 2—3	II 1—	III 1	—	Med—Em
—	!IV+—5	III+—1	!III 1—	.	Pont
!IV 1	III 1	V 1—2	V 1—2	V 2—	Pont—Pann
II 1	II+	I+	I+	I+	Eua—Kont
x	IV 1—	I 1	x	I+	Eua—Kont
.	I+	I+	.	.	Kont
I+	.	I+	V 3—4	—	
II 1	(II+)	I+	IV+—1	III+	
x	.	III+	III+—1	—	
x	I+	I+	II+—1	.	
III 1	IV+—	II+—1	II 1	I+	
IV 1	V+—1	IV+—1	IV 1—3	IV 1	
II+	III+	II+	I+	I+	
.	.	III+—1	V 1—3	—	
III 1	II 1	V+	I+	—	
II 1	III+—	IV+—1	II+—1	IV 1—3	
—	—	—	I+	—	
—	—	—	I+	—	
—	—	—	.	—	
—	I+	(!)**V**+—3	I 1	—	
—	I+	—	**IV** 1—2	—	
—	—	—	**I** 1	—	
—	—	—	**III**+	—	
II 2—3	II+—2	IV 1—2	I+	—	
V 2—4	II 1—4	V 1—5	I+	V—5	
.	x	.	x	.	
IV 1	I—1	IV—1	III 1	V—2	
I+	II+	IV+—2	IV 1	IV+	
I+	II+—	V+—2	II 1	III+	
I+	I+	.	II+	I+	
I+	I+	III+	II 1	.	
II 1	V+—	I+	.	III+—1	

	1 a	1 b	1 c	1 d
Cornus sanguinea	III+—2	IV+—2	I+	p
Ligustrum vulgare	V 1—3	V 1—2	V+—1	p
Carpinus betulus	x	.	x	.
Tilia cordata (et *platyphyllos*)	.	.	.	.
Prunus avium	.	.	.	.
Tilia argentea	—	—	—	—
Acer platanoides	—	.	.	—
Corylus avellana	.	I 1	.	.
Frangula alnus	.	.	.	.
Staphylea pinnata	.	.	.	.
Euonymus latifolius	—	—	—	—

Krautschicht

Assoziations-(! lokal) u. Verbands-Charakterarten des *Aceri-Quercion*

	1 a	1 b	1 c	1 d
Carex michelii	III+	IV+—1	II—1	.
Iris variegata „Ws”	V 1—2	III+	III—1	x
Iris (graminea)-pseudocyperus	! (II+)	(x)	(II+2)	.
Lathyrus pannonicus-collinus „Ws”	! x	! I+	.	—
Pulmonaria mollissima	IV+—1	II+—1	IV+—1	p
Nepeta pannonica „Ws”	I 1—2	x	x	.
Phlomis tuberosa „Ws”	II 1	II+—2	III+—2	p
Doronicum hungaricum „Ws”	! II+—1	—	II 1	! p
Melica altissima „Ws”	I 1	—	.	p
Melica picta	.	—	—	p
Viola suavis-pontica	! I 1	—	—	p
Veronica spuria-foliosa	.	—	x	—
Inula germanica „Ws”	x	I—2	x	p
Ferulago silvatica (galbanifera) „Ws”	—	—	—	—
Asyneuma canescens „Ws”	—	—	—	—
Carex brevicollis	—	—	—	—
Nectaroscordium bulgaricum	—	—	—	—
Euphorbia semivillosa	—	—	—	—
Viola tanaitica	—	—	—	—
Veronica umbrosa	—	—	—	—

Charakterarten der *Quercetalia pub.-petr.* Ordnung

	1 a	1 b	1 c	1 d
Brachypodium pinnatum	II 0—3	IV 1—2	V+—3	x
Polygonatum odoratum	I+	IV+	V+—1	.
Muscari botryoides	(!)II—1	.	.	.
Silene cucubalus	II+—	.	II+	p
Silene nutans	I+	V+	I+	.
Lychnis coronaria	II+—1	.	II+	.
Ranunculus polyanthemos	x	V+	.	p
Thalictrum minus „Ws”	I+	II+—1	IV 1—	.
Clematis recta	x	.	I+	.
Anemone silvestris „Ws”	—	.	II 1	—
Sedum maximum	I+	II+	II+—1	p
Potentilla alba	II+—1	III+	I+	.
Fragaria viridis „Ws”	x	IV 1	I+	p
Trifolium alpestre	x	V+	II+	p
Astragalus glyciphyllos	I+	V+	II+	p

2	3 a	3 b	4	5	
IV 1—	II+—	II—1	IV 1—2	IV+	
III 1	II+	III+	IV+—1	I+	
II 1	.	II+—2	.	x	
II+	I+	(II+—3)	.	III+—1	
III 1	II+	II+	.	x	
.	.	II+—	II 1—	—	
.	—	I+	.	II+	
II 1—2	.	II+—3	II 1	.	
III—1	.	I+	.	.	
II 1	.	III+	.	—	
—	—	—	II+—	—	
I 1	II+	I 1	II+	I+	Pont—Med
.	.	.	.	—	Pont—Pann
II—1	(x)	(x)	I+	.	Pont—Med
x	.	I+	.	I+	Kont
IV+—1	II+	II+	.	.	Eua—Kont
II—1		.	x	—	Kont
I+	I+	I+	.	II+	Eua—Kont
I 1	I+	I+	.	—	Pann—Balc
.	.	.	.	.	Eua—Kont
I+	.	I+	.	V+	Kont
—	.	.	II 1—2	.	Pont
.	.	.	.	.	Eua—Kont
					Pont—Pann
I—1	I+	x	I+	(I+)	Pont—Med
.	!III+—	.	.	I+	Pont
.	.	! II—1	.	—	Pann—Balc—Kauc
—	.	! I+	I+	—	Balc
—	—	—	—	! III+	Pont
—	—	—	—	! I+	Pont—End
—	—	—	—	! IV+	Kauc
x	.	I+	II 0—2	.	
IV—1	III+	I+	I 1	I+	
x	.	x	.	—	
III+—1	.	I+	II+	I+	
II 1	.	II+	.	.	
.	.	I+	IV 1	—	
.	.	I+	.	.	
I—1	II+	.	III+—1	I+	
II+—1	II+	II+	.	.	
x		.	.	.	
III+—1	II+	IV+	.	II+	
III—1	II+	.	.	.	
.	II+—	.	.	II+	
.	I+	II+	II+	—	
II+	I+	I+	II+	II+	

	1 a	1 b	1 c	1 d
Coronilla varia	I+	II+	IV+	p
Lathyrus niger	III+—1	I+	IV+	p
Lathyrus latifolius „Ws"	x	.	+	.
Vicia cassubica	II+—1	.	.	x
Vicia pisiformis	III+	II+	x	.
Vicia cracca-tenuifolia „Ws"	I+	V+	II+	.
Geranium sanguineum „Ws"	I+	IV+	IV+—1	.
Dictamnus albus „Ws"	III+—2	V 1	IV—1	.
Euphorbia polychroma	.	I+	III+—1	.
Peucedanum cervaria „Ws"	III+—1	III+	IV+—1	.
Peucedanum officinale „Ws"	II+	x	—	p
Viola hirta	I—1	V+—1	IV+	p
Cynanchum vincetoxicum (v. laxum)	III+—1	V+	IV+—	p
Lithospermum purpureo-coeruleum	V 1—3	V 1—2	V 1—2	.
Teucrium chamaedrys „Ws"	II+—1	II 1	III+—1	p
Stachys officinalis „Ws"	III+—1	I+	II+	p
Satureja vulgaris	I 1	V+	IV+	p
Origanum vulgare	III+—1	II+	I+—1	p
Veronica teucrium „Ws"	x	II+—1	I+	.
Melampyrum cristatum „Ws"	II+—1	II+	IV+—1	p
Galium cruciata	II+	V+—1	II+	p
Galium mollugo-erectum	x	IV+—1	IV+	p
Campanula rapunculus	x	.	.	p
Inula salicina s. l.	III+—1	IV+	I+	p
Chrysanthemum corymbosum	III 1	IV+—1	III+—1	.
Serratula tinctoria	I+—1	II+	.	p
Lactuca quercina (sagitt.)	II+	IV+	.	.
Hypochoeris maculata „Ws"	II+—1	.	.	.
Oryzopsis virescens	—	.	II+—2	—
Smyrnium perfoliatum	—	—	II 1	—
Carex montana	x	—	I+	.
Euphorbia angulata	.	.	—	.
Mercurialis ovata	—	—	.	—
Asparagus tenuifolius	—	—	—	—
Silene italica-nemoralis „Ws"	—	—	—	—
Serratula lycopifolia „Ws"	—	—	.	—

Festucetalia, bzw. *Festucion sulcatae* Arten

	1 a	1 b	1 c	1 d
Festuca sulcata-valesiaca	II 1—3	II+	IV+—2	p
Melica ciliata	—	—	II—1	—
Carex humilis	—	.	IV 1—	—
Anthericum ramosum	—	.	II+—	—
Arenaria micradenia	I+	—	—	.
Gypsophila paniculata	.	.	.	.
Adonis vernalis	III+—1	II+—1	III+—1	.
Erysimum pannonicum „Ws"	—	.	IV+—1	—
Filipendula vulgaris	III+—1	IV+	III+	p
Medicago falcata	.	x	III+	p
Peucedanum alsaticum „Ws"	I+	II+	II+	p
Vinca herbacea „Ws"	I—1	—	IV+—1	.
Stachys recta „Ws"	II+—1	I+	IV+—1	.
Veronica spicata (orchidea)	I+	.	III+	p
Asperula glauca	x	I+	I 1—	.

2	3 a	3 b	4	5
II+ —1	.	III+ —1	I+	II+
V—1	I+	IV+ —2	III+ —1	.
.	I+	.	I+	—
.	.	.	I+	I+
.	.	.	.	III+
.	I+	.	.	II+
II+	.	II+ —	.	.
I+	.	.	II 1—	V+ —1
II+	.	.	.	—
II+	.	III+ —1	I+	.
.	.	.	(!)I+	—
I+	.	.	—	II+
III+ —1	I+	III+	III+ —2)	.
II—1	II+ —	V+ —3	V 1—2	V—2
I+	.	I 1	I+	.
III+ —1	I+	II+	III+ —1	.
III+ —1	.	I+	II+ —1	III+
I+	.	I+	II+ —1	I+
II+	.	.	I+	II+
x	I+	.	.	.
II+ —1	.	.	I 1	.
I—1	.	I+	II 1	.
.	.	I+	II+	.
II+	I+	II+	II 1	I+
IV+ —1	II+ —	III+	IV+ —1	V+ —
II—1	III+ —	.	I 1	.
(II+)	.	.	I+	V+ —
x	.	I+	I+	.
—	—	—	.	—
—	—	—	—	—
II+	I+	.	I+	.
III+	I+	.	.	.
I+	.	I+	.	—
—	**III**+ —	**IV**+	**III**+ —2	—
.	I+	.	**II** 1	—
x	I+	.	—	.
I+	I+	I+	II+ —1	I+
.	.	I+	I+	.
x	.	.	.	.
x	.	.	.	.
x	.	.	—	.
.	I+	I+	.	.
.	II+	+	II 1	.
II+ —1	.	I+	.	—
II+	.	.	IV+ —1	I+
I+	I+	I+	.	.
.	I+	I+	.	.
.	I+	.	I—1	.
x	++	.	.	.
.	(I+)	.	II+	.
.	.	+	.	I+

	1 a	1 b	1 c	1 d
Inula hirta „Ws"	I—2	.	.	. .
Artemisia pontica	x	.	.	p
Viola collina	—	II—+	.	—
Astragalus asper	.	.	II+—1	.
Astragalus exscapus	—	.	I+	.
Ajuga laxmannii	.	—	II+—1	.
Salvia nutans	.	—	—	.
Iris halophila	—	—	—	—
Dianthus trifasciculatus	—	—	—	—
Paeonia decora	—	—	—	—
Statice latifolia	—	—	—	—
Phlomis pungens	—	—	—	—

Querceto-Fagetea etz. Arten

	1 a	1 b	1 c	1 d
Dactylis glomerata s. l.	III 1	V+—1	IV+—1	p
Poa pratensis-angustifolia	V 1—3	IV 1	I 1	p
Poa nemoralis	III+—2	III 1	II 1	.
Brachypodium silvaticum	IV 1—2	IV+—1	II 1	p
Bromus ramosus ssp. *benekeni*	III+	.	II+	.
Agropyron caninum	III+—2	I+	.	p
Carex muricata-pairei	II+	V+	II+	.
Polygonatum latifolium	IV 1—3	V+—1	II+—2	p
Convallaria majalis	II+—2	.	II+	.
Fagopyrum dumetorum	I+	IV+—1	I+	.
Aristolochia clematitis	.	.	.	p
Ranunculus auricomus s. l.	x	.	.	p
Ranunculus ficaria	V+—1	I+	+	p
Alliaria officinalis	II+—1	IV+	II+	p
Chelidonium majus	.	.	II+	.
Corydalis cava (solida)	III 1—3	.	(IV+—1)	p
Potentilla argentea	I+	II+	I+	p
Geum urbanum	III+—1	V+—1	II+	p
Fragaria vesca et *elatior*	III+—1	IV+	IV+—	(p)
Trifolium medium	x	.	.	
Geranium robertianum	III 0—3	II+	II+—1	p
Euphorbia cyparissias	III+—	III+	V+—1	.
Hypericum perforatum	III+	IV+	II+	p
Viola cyanea	III+—2	II+	III+—1	p
Viola silvestris	.	.	.	.
Torilis japonica	I+	IV+	I+	.
Heracleum sphondylium s. l. *(sibiricum)*	I+	II+	I+	p
Ajuga genevensis	II+	.	II+	p
Glechoma hirsuta	.	.	II—+—	.
Scrophularia nodosa	I+	.	.	p
Veronica chamaedrys	IV+—1	V+	IV+—1	p
Veronica hederifolia	IV 1	.	+	p
Calium aparine	IV+—2	IV+	I+	p
Campanula persicifolia	I+	III+	IV+—	
Campanula rapunculoides	x	.	I+	
Lapsana communis	II+—1	II+	IV+—1	p
Melica nutans	.	II+	.	.
Primula veris var. *canescens*	—	V+—1	I+	—
Helleborus dumetorum	—	—	II+—	—

2	3 a	3 b	4	5
I+	.	II+	II−1	I+
.	I+	I+	.	.
.	.	.	—	.
.	.	.	—	.
.	.	.	.	.
x	.	.	.	.
x	I+	.	.	x
—	II+	—	.	.
—	.	II+	.	.
—	.	.	I 1	—
—	III+ −	.	.	.
—	I+	.	.	.
II−1	II+	V+ −1	IV 1−2	IV+ −
.	.	II+	IV 1−3	I
III 1−2	.	V+ −2	IV 1−3	V−1
IV 1−2	I+	.	III 1−3	IV+
.	.	.	II+	.
.	.	.	I+	III+
I 1	II+	.	III+ −1	I+
V 1−2	II+ −	III+ −	IV 1−2	.
IV 1	I 1−	IV+ −2	I 1	I+
.	.	.	.	III+
.	III+ −	I+	.	III+
III 1	.	+	I 1	.
.	.	.	.	.
I+	.	I+	I 1	II+
I+	.	I+	.	I+
I+(I 2)	.	.	.	.
.	I+	.	III+	.
III−1	IV+	II+	IV+ −1	V+
II+ −1	II+	II+	V+ −2	.
III+	.	II+	.	.
.	.	.	.	.
.	.	II+	.	.
II+	.	I+	IV+	.
.	—	I+	—	—
II 1	.	II+	III 1	—
.	.	I+	II+	IV+
III+ −1	I+	.	.	(III+)
.	.	I+	II 1	.
.	I+	IV+	I+	III+ −1
III+	I+	I+	.	I+
III+ −1	.	II+	IV+ −1	I+—
.	.	.	.	.
III 1	.	II+	II+ −3	III+ −1
I+	III+	II+	II+	I+
III−1	.	.	II 1	IV+
III+ −1	II+	II+	.	I+—
II+ −1	.	.	.	.
II+ −1	—	—	.	.
—	—	—	—	—

	1a	1 b	1 c	d
Melittis melissophyllum	.	.	IV+—1	.
Viola mirabilis	.	.	.	.
Carex pilosa	.	.	.	.
Veratrum nigrum	—	—	.	—
Lilium martagon	—	—	.	—
Asarum europaeum	—	.	.	—
Stellaria holostea	—	.	.	—
Anemone hepatica	—	—	—	—
Anemone nemorosa	—	.	—	—
Helleborus purpurascens	—	—	—	—
Aconitum anthora	—	—	—	—
Lathyrus vernus	—	.	.	—
Aegopodium podagraria	.	.	.	.
Laserpitium latifolium	—	—	.	—
Symphytum tuberosum nodosum	x	.	.	.
Digitalis grandiflora	x	.	II+	.
Melampyrum bihariense	—	—	—	—
Galium schultesii	.	—	.	.
Tamus communis	—	—	—	—

1 a) *Ac. t.-Qu. pubescentis-roboris* bzw. *hungaricum* Zólyomi (56) em. 57 (*Querceto-Lithospermetum pannonicum roboretosum* Zólyomi 56 n. n.). Ungarn. 5 eigene Aufnahmen vom Kerecsender-Wald, 1 Aufn. vom Demjéner-Wald, 1955—56. S. oben.

1 b) *Ac. t.-Qu. pub.-rob. primuletosum* bzw. *occidento-pannonicum* (Knapp 44) em. Zólyomi 57 (*Querco-Potentilletum albae occidento-pannonicum viburnetosum* Knapp 44). Österreich und Tschechoslowakei. 6 Aufn. von der Parndorfer Platte (KNAPP 1944 S. 31—36, No. 11—16), u. 2 eigene Aufn. aus der Süd-Slowakei, bzw. Kleine-Tiefebene, vom Martinsky-les bei Senec (ZÓLYOMI mit JURKO-MIHALKO 1957, beigefügt während der Korrektur).

1 c) *Ac. t.-Qu. pub.-rob. ornetosum* bzw. *submatricum* (Fekete 56) em. Zólyomi—Fekete 57 (*Querceto-Lithospermetum* Fekete 56). Ungarn. 6 Aufn. im Velenceer Hügelland, Wald bei Lovasberény (FEKETE 1956, S. 358—361, No. 1—6) und 2 eigene Aufn. vom Gödöllőer Hügelland, am Fuss des Fóter-Berges (ZÓLYOMI mit I. KÁRPÁTI, FUTÁK, 1956—57).

d) *Ac. t.-Qu. pub.-rob. pseudovinetosum* bzw. *tibiscense* (Máthé 33) em. Zólyomi 57. (*Quercetum roboris tibiscense* Máthé 33, *Querceto-Festucetum festucetosum pseudovinae* Soó 34, 50). Artenaufzählung vom Ohat-Wald (MÁTHÉ 1933 S. 174—175), ergänzt mit eigenen Angaben aus dem Mezőcsáter-Wald (x).

2 *Ac. t.-Qu. petraeae-roboris* bzw. *praerossicum* (Soó 51) em. Zólyomi 57 (*Quercetum roboris-sessiliflorae praerossicum* Soó 51 p. p.). Rumänien. 15 Aufn. aus dem Mezőség (Soó 1951, Tab. III A, No. 1—14, 21).

3 a) *Ac. t.-Qu. pubescentis-pedunculiflorae* bzw. *bessarabicum* (Borza 37) em. Zólyomi 57 (*Quercetum pedunculiflorae* Borza 37, *Quercetum pubescentis bessarabicum* Borza 37, *Quercetum sessili-*

2	3 a	3 b	4	5
IV+—1	.	**I**+	.	—
II—1	**I**—1	**IV** 1	.	**II**+
II 1	.	**II** 1—3	**I**+	**I** 1
III+—1	**I**+	+	.	—
IV+—1	.	.	.	.
IV 1—	.	.	.	**I**+
III+—2	.	**II**+—1	.	**V** 1—2
IV 1	.	**I**+	.	.
III 1	.	.	.	.
V 1	—	—	—	—
II+—1	**I**+	.	.	.
III+—1	.	+	**I**+	**V**+
III 1—2	.	**I**+	.	**II**+
III+—1	—	—	—	—
IV—1	.	.	.	.
IV—1	.	.	.	.
V 1	—	**I**+	—	—
V 1	**II**+	**II**+	.	—
—	—	**I**+	**IV**+—1	—

florae bessarabicum Borza 37 p. p.). Sowjetunion u. Rumänien. 5 Aufn. aus Bessarabien (BORZA 1937, Tab. V, No. 1, S. 42—44, Tab. VI, No. 4, S. 47—48, Tab. VII, No. 1—3, S. 51—53) und 1 Liste aus Muntenien (PASKOVSCHI et collab. 1954, Aufz. 1, 2, 4, S. 641—643).

3 b) *Ac. t.-Qu. pub.-ped. cotinetosum* bzw. *podolicum* (Szafer 35, Borza 37) em. Zólyomi 57 (*Querceto-Lithospermetum podolicum* Szafer 35, *Querceto-Lithospermetum cotinosum* Borza 37). Sowjetunion u. Rumänien. 1 Aufn. aus Podolien am Dnjester-Hang (SZAFER 1935 S. 90—92), 3 Aufn. aus Nord-Bessarabien, am Dnjester (BORZA 1937, Tab. IV, No. 1, 2, 4, S. 38—42) u. 2 Aufn. aus der Moldau, bei Pufesti u. Jasi, am Pruth-Abhang (JAKUCS—FEKETE 1956).

4 *Ac. t.-Qu. confertae-pedunculiflorae* bzw. *bulgaricum* (Stojanov 55) em. Zólyomi 57 (*Quercetum cerridis* Stojanov et collab. 55 p. m. p.). Bulgarien. 3 Aufn. aus der Süd-Dobrudscha (STOJANOV et collab. 1955, Tab. III, No. I, II, VI, S. 80—83) u. 5 eigene Aufn. ebenda südlich Tolbuchin, bei Karapelit, Tervel und Karakus-Wald bei Alfatar (ZÓLYOMI 1956).

5 *Ac. t.-Qu. roboris* bzw. *rossicum* (Greenj, Kotov 40) em. Zólyomi 57 (*Quercus robur-Acer tataricum-Melica picta-Lithospermum purpureo-coeruleum* Ass., etc. Greenj 40. Ass. = = Soziation! — *Querceto fraxinetum campestre tatarico-aceroso dictamnoso dactyloso purpureo-coeruleo-lithospermoso*, etc. und Gebüsch Kotov-Karnaukh 40). Sowjetunion. 7. Aufn. im Bairak-Steppengebiet am Donjez-Rücken (GREENJ 1940, Tab. I, No. 121, 128, 160, 122, 125, 133, 129) und 3 Aufn. aus der Stalin-Region (KOTOV—KARNAUKH 1940, S. 336—337, 340, 346).

LITERATUR

1. ALJECHIN, W. W. : (1951) Rastitelnosty SSSR (Pflanzengeographie SSSR), Moskwa (russisch)
2. BIRCK, O.—HORVÁTH, S.: (1955) Erdőtípus vizsgálatok a gödöllői erdőgazdasági tájban (Waldtypenuntersuchungen im forstwirtschaftlichen Gebiet von Gödöllő, nur ungarisch). Erdészeti Kutatások, Bp. S. 101—120.
3. BORZA, A. : (1937) Cercetari fitosociologice asupra padurilor Basarabene (Phytosociological studies on the Forests of Basarabia. Rumänisch mit engl. Zusammenfass.) Bulet. Grad. Bot. Cluj, **17.** S. 1—85.
4. BRAUN-BLANQUET, J. : (1951) Les Groupements Végétaux de la France Méditerranéenne. Centre Nat. de la Rech. Scient. S. 1—297.
5. FEKETE, G. : (1956) Die Vegetation des Velenceer Gebirges. Ann. Mus. Nat. Hung. Ser. nov. **7.** S. 343—362.
6. GÁYER, GY. : (1917) Supplementum Florae Posoniensis (deutsch). Magy Bot. Lap. **16.** S. 38—39.
7. GAMS, H. : (1943) Die Wälder Südrusslands und ihre Geschichte. Forstarch. **19.** H. 3—8, Sep. 1—17 .
8. GREENJ, F. : (1940) New Finds and Growth Conditions of Veronica umbrosa M. B. (russisch mit engl. Zusammenfass.). Journ. Bot. de l'Acad. des Sciences RSS Ukraine, **1.** S. 281—295.
9. HORVAT I. : (1950) Šumske zajednice Jugoslavije. Zagreb.
10. JAKUCS, P.—FEKETE, G.: (1957) Der Karstbuschwald des nordöstlichen Ungarischen Mittelgebirges (Quercus pubescens — Prunus mahaleb nova ass.). Acta Bot. **3.** S. 253—259.
11. JÁRÓ, Z. : (1955) A lösz alapkőzet talaj- és erdőtípusai (Die Boden- und Waldtypen auf Löss-Grundgestein. Nur. ung.). Erdészeti Kutatások, Bp., S. 87—109.
12. KELLER, B. A. : (1927) Distribution of vegetation on the plain of European Russia. Journ. of Ecology, **15.**
13. KNAPP, R. : (1942) Zur Systematik der Wälder, Zwergstrauchheiden u. Trockenrasen des eurosibirischen Vegetationskreises. Verv. Zentralst. f. Vegetationskartierung, **12.** Rundbr. S. 1—81.
14. KNAPP, R. : (1944) Vegetationsaufnahmen v. Wäldern der Alpenostrand-Gebiete. T. 2. Wärmeliebende Eichen-Mischwälder. Halle-Saale. S. 1—55.
15. KOTOV, M. I.—KARNAUKH, E. D. : (1940) Vegetation of the Preserves in the Stalin Region (russisch mit engl. Zusammenfass.). Journ. Bot. de l'Acad. des Sciences RSS Ukraine, **1.** S. 335—352.
16. LENGYEL, G. : (1915) A vadászerdei m. kir. külső erdészeti kísérleti állomáshoz tartozó Vadászerdő, Bisztra és Hidasliget erdőrészek növényzete. (Nur. ung.) Erdészeti Kísérletek. **17.** S. 175—223.
17. MÁTHÉ, I. : (1933) A hortobágyi Ohat-erdő vegetációja (Die Vegetation des Ohat-Waldes. Ung. mit deutsch. Zusammenfass.) Bot. Közl. **30.** S. 163—184.
18. MÁTHÉ, I. : (1939) A hencidai »Cserje-erdő« vegetációja. (Die Vegetation des Waldes »Cserje-erdő« bei Hencida. Ung. mit deutsch. Zusammenfass.) Bot. Közl. **36.** S. 120—129.
19. MATUSZKIEWICZ, W. et A. : (1956) Materialy de Fitosocjologicznej systematyki cieplolubnych dabrów w Polsce. (Zur Systematik der Quercetalia pubescentis-Gesellschaften in Polen. Poln. mit deutsch. Zusammenfass.) Acta Soc. Bot. Poloniae, **25.** S. 27—72.
20. MAJER, A. : (1957) Erdőtípus-csoportjaink és erdőgazdasági hasznosításuk. (Die Waldtypengruppen Ungarns und ihre forstwirtschaftliche Nutzanwendung. Nur ung.) Erdészeti Kutatások (1956). **4.** S. 1—32.
21. MEUSEL, H. : (1951/52) Die Eichenmischwälder des Mitteldeutschen Trockengebietes. Wiss. Zeitschr. d. Martin-Luther Univ. Halle—Wittenberg, **1.** S. 49—72.
22. MEUSEL, H. : (1954/55) Über die Wälder der mitteleuropäischen Löss-Ackerlandschaften. Wiss. Zeitschr. d. Martin-Luther Univ. Halle—Wittenberg, **4.** S. 21—35.
23. MEUSEL, H. u. Arbeitsgemeinschaft : (1955) Verbreitungskarten mitteldeutscher Leitpflanzen. 8. Reihe. Wiss. Zeitschr. d. Martin-Luther Univ. Halle—Wittenberg, **5.** S. 297—333.
24. OBERDORFER, E. : (1956) Übersicht der Süddeutschen Pflanzengesellschaften. Beitr. z. naturkund. Forsch. in Südwestdeutschland. **15.** S. 11—29.
25. PINCZÉS, Z. : (1955) Morfológiai megfigyelések a Hór völgyében. (Morphologische Beobachtungen im Hórtale. Ung. mit. deutsch. Zusammenfass.) Földr. Értesítő. **4.** S. 145—156.
26. PINCZÉS, Z. : (1956) A Déli Bükk és előterének néhány fejlődéstörténeti problémája. (Einige entwicklungsgeschichtliche Probleme vom Südabhange und Vorraume des Bükkgebirges. Ung. mit deutsch. Zusammenfass.) Közlem. a Debreceni Kossuth L. Tud. egyet. Földr. Int. No. **26.** S. 1—12.

27. PRODAN, GY.: (1915) Bács-Bodrog vármegye flórája. Flora des Komitates Bács-Bodrog. (Ung. deutsch.) Magy. Bot. Lapok. **14.** S. 120—269.

28. PASCOVSCHI, S.—CEUCA, G.—CLONARU, A.—LEANDRU, V.: (1954) Tipurile de Padure in silvostepa dintre Siret si Jalomita. (Les types des forêts d'avant-steppe entre le Siret et la Jalomita. Rum. mit franz. Zusammenfass.) Bulet. Scientific, Sect. de Sciente Biol.-Agronom, **6.** S. 639—656.

29. PODPĚRA, J.: (1925) Die Ostrussischen Laubmischwälder. Beih. z. Bot. Centralbl. **42**/2. S. 1—66.

30. SOÓ, R.: (1941) Növényszövetkezetek Sopron környékéről. Pflanzengesellschaften aus der Umgebung von Sopron. Act. Geobot. Hung. **4.** S. 3—34.

31. SOÓ, R.: (1947) Közép-Erdély erdei növényszövetkezetei és azok jellemző (charakter)-fajai. (Die Waldgesellschaften des Mittleren Siebenbürgens und ihre Charakterarten.) Erdészeti Kísérletek, **47.** S. 1—58.

32. SOÓ, R.: (1947) Revue systématique des associations végétales des environs de Kolozsvár. Conspectus associationum plantarum regionis vicinae Kolozsvár. Acta Geobot. Hung. **6.** S. 3—50.

33. SOÓ, R.: (1950) A korszerű növényföldrajz kialakulása és mai helyzete Magyarországon. Le développement et la situation actuelle de la géobotanique moderne en Hongrie. Ann. Biol. Univ. Debrecen, **1.** S. 4—26.

34. SOÓ, R.: (1951) Les associations végétales de la Moyenne-Transylvanie. (Franz. mit russ. Zusammenfass.) Ann. Hist. Nat. Mus. Nat. Hung. **1.** S. 1—71.

35. SOÓ, R.—JÁVORKA, S.: (1951) A magyar növényvilág kézikönyve. Handbuch der ungarischen Pflanzenwelt, nur ung. I—II.

36. SOCZAWA, V. B.: (1954) Les principes et les problèmes de la cartographie géobotanique. Types zonaux de la végétation de l'URSS. (Russ. und franz.) S. 259—288.

37. STEFANOVITS, P.: (1956) Magyarország talajai. (Die Böden Ungarns. Ung. mit russ. u. deutsch. Zusammenfass.) Budapest, S. 1—250.

38. SZAFER, W.: (1935) Las i step na zachodniem podolu. (The forest and the steppe in West Podolia. Poln. mit engl. Zusammenfass.) Rezpr. Akad. Umije., Kraków, **71**/B, S. 32—153.

39. STOJANOW, N.: (1950) Rastitelia geographija na Balkanskija poluostrow i Bulgarija. 2. (Nur bulg.) S. 260—522. Sofia.

40. STOJANOW, N.—KITANOW, B.—WELTSCHEW, V.: (1955) Geobotanitzki issledwanija w uschna Dobrudscha. Botanische Studien in der S.-Dobrudscha. (Bulgarisch mit deutsch. Zusammenfass.) Sbornik na expediziiata po polesaschitnite poiasi w Dobrudscha. S. 59—125, Sofia.

41. TOMAZIĆ, G.: (1940) Asociacije borowih gozdow w Sloveniji I. Basifilni borowi gozdi. (Les associations des pineraies en Slovénie. I. Les pineraies basiphiles. Französisch) Razpraw Matem.-prirodosl. rasreda akad. an v Ljubljani **1.** S. 113—117.

42. TÜXEN, R.: (1952) Hecken und Gebüsche. Mitt d. Geogr. Gesell. in Hamburg, **50.** S. 85—117.

43. UJVÁROSI, M.: (1941) Adatok a Borsodi sík flórájához Budai József gyűjtéséből. (Pótlások Soó—Máthé: Tiszántúl flórájához III.) Debreceni Szemle, S. 6—10.

44. WENDELBERGER, G.: (1954) Steppen, Trockenrasen und Wälder des pannonischen Raumes. Angew. Pflanzensoziologie, Festschrift Aichinger, **1.** S. 574—632.

45. WENDELBERGER, G.: (1955) Die Restwälder der Parndorfer Platte im Nordburgenland. Burgenländ. Forsch. H. **29.** S. 1—175.

46. WILHELMY, H.: (1943) Das Wald-, Waldsteppen- und Steppenproblem in Südrussland. Geogr. Zeitschr. **49.** S. 161—188.

47. WOROWJOW, D. V.: (1953) Die Waldtypen der europäischen Teile der Sowjetunion. Kiew (russisch).

48. ZÓLYOMI, B.: (1942) A középdunai flóraválasztó és a dolomitjelenség. (Die Mitteldonau-Florenscheide und das Dolomitphänomen. Ung. mit deutsch. Zusammenfass.) Bot. Közl. **39**, S. 209—231.

49. ZÓLYOMI, B.: (1944) Az Alföld természeti tájtérképe. (Die natürlichen Landschaften des Alföld.) Fotolithogr. Klösz Gy. és Fia, Budapest.

50. ZÓLYOMI, B.: (1946) Természetes növénytakaró a tiszafüredi öntözőrendszer területén. (Natural vegetation on the Irrigationsystem-area of Tiszafüred. Ung. mit engl. Zusammenfass.) Öntözésügyi Közlemények, **7—8.** S. 62—75.

51. ZÓLYOMI, B.: (1954) Phytocénologie et la sylviculture en Hongrie. Act. Bot. Acad. Scient. Hung. **1.** S. 215—222.

52. ZÓLYOMI, B.: (1956) Magyarország zonális növénytársulásai. (Die zonalen Pflanzengesellschaften Ungarns. nur ung.) Magy. Biol. Társaság I. Biol. vándorgyűlés előadásainak ismertetése. S. 4—6.

53. Bencze, P. : (1955) A dunántúli kavicsos talajokon (az ún. Cseri földeken) végzett kutatások. (Untersuchungen auf den Kiesigen Standorten (sog. »Cseri«-Böden) Transdanubiens. Nur ung.) Erdészeti Kutatások, Bp. 4. 83—98.
54. Haracsi, L. : (1955) Hozzászólás (Diskussion. Nur ung.) Az Erdő, 4. S. 496.
55. Jovanovič, B.: (1955) Šumske Fitocenoze i staništa Suve Planine (Waldphytocenosen und Standorte der Suva Planina. Serbisch mit deutsch. Zusammenfass.) Beograd, S. 1—101.
56. Oberdorfer, E. : (1957) Süddeutsche Pflanzengesellschaften. Jena.
57. Wendelberger, G. : (1955) Das vorkommen der Zwergmandel (Amygdalus nana) im Nordburgenland. Burgenländ. Heimatbl. 17, S. 101—103.

STUDIES ON YEAST RESPIRATION, I

By

J. Zsolt

INSTITUTE FOR PLANT PHYSIOLOGY, UNIVERSITY, SZEGED

(Received February 12. 1957)

I. Adaptation to substrate respiration

Slonimski (1953) found that in yeast cells cultured under anaerobic conditions the speed of respiration increases while it is being measured : the cells adapt themselves to respiration ; more exactly, their cytochrome-oxidase activity intensifies. Our own experiments yielded the following results.

1. Hungarian baker's yeast displays a similar phenomenon. Curve A in Fig. 1, obtained with a Warburg manometer and the use of the "direct" method, illustrates the speed of respiration in 0,5 g of commercial baker's yeast suspended in 100 ml of M/15 KH_2PO_4 at 30° C in the presence of 0,5 per cent glucose. The suspension yielding curve B was previously aired for two hours at 30° C in the presence of 1 per cent glucose.

2. In the experiment in Fig. 2 both suspensions were previously aired for two hours at 30° C, one of them containing 1 per cent glucose. In the latter

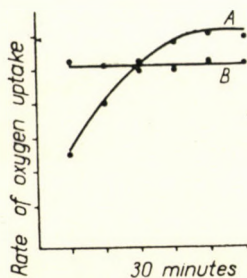



Fig. 1. Respiration of yeast suspensions before the measurement aerated (B) and non-aerated (A)

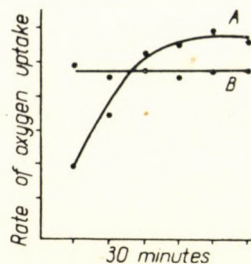
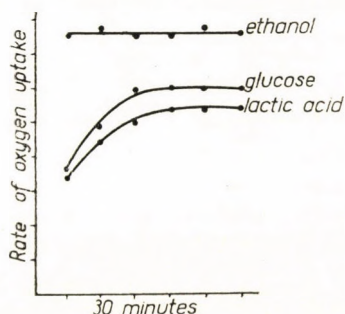



Fig. 2. Respiration of yeast suspensions before the measurement aerated in the presence of glucose (B) and without it (A)

the measurements showed the cells to respire at unchanging speed (curve B), while in the former, aired in the absence of glucose the speed of oxigen consumption was found increasing (curve A). This observation supports Slonimski's find-

ing insofar as it confirms that without a substrate there is no adaptation to respiration.

3. The changes in the respiratory rate in the presence of various substances were also studied. It was found that in the presence of 1 per cent of glucose, saccharose, or lactic acid, the speed of respiration increases in the same measure as in SLONIMSKI's experiments, while in that of 1 per cent of ethanol the maximal respiratory speed appears immediately (Fig. 3). This finding no longer favours SLONIMSKI's concept. While it is possible that there is adaptation even in the presence of ethanol, it must proceed so rapidly (in less than 10 minutes!) that

Fis. 3. Respiration of yeast suspensions in the presence of different substrates

the applied method of measurement fails to demonstrate it. Even if there be such adaptation, its extraordinary rapidity would require its own explanation. Oxigen is consumed at the highest rate in the presence of ethanol ; this is perhaps due to the quick penetrating capacity of this agent.

II. Recovery from iodacetic acid poisoning

In biochemistry, as an inhibitor of myoglycolysis, iodacetic acid has been introduced by LUNDSGAARD (1930). The present work reports measurements of the respiration in baker's yeast in the presence of various substrates and different quantities of iodacetic acid.

Using WARBURG's "direct" method, 0,5 g of commercial yeast was suspended in 100 ml of M/15 KH_2PO_4. The substrate and the iodacetic acid were brought to the suspensions from the lateral bulb at the beginning of the measurements. Glucose, saccharose, ethanol, acetic and lactic acid, in 0,5 per cent concentration served as substrates. Iodacetic acid was applied in 1,0, 0,5 and 0,1 mM concentrations. Readings were taken at 30° C at 10-minute intervals for one hour.

The results are presented in the diagrams in Fig. 4.

Those on the left show the changes in the respiratory speed observed in one hour. With the use of increasing concentrations of iodacetic acid the speed

of respiration is seen to decrease at an accelerated rate. With a view to eliminating interference by the respiratory changes in the controls, in the diagrams on the right speeds are shown as percentages of the control. These diagrams reveal

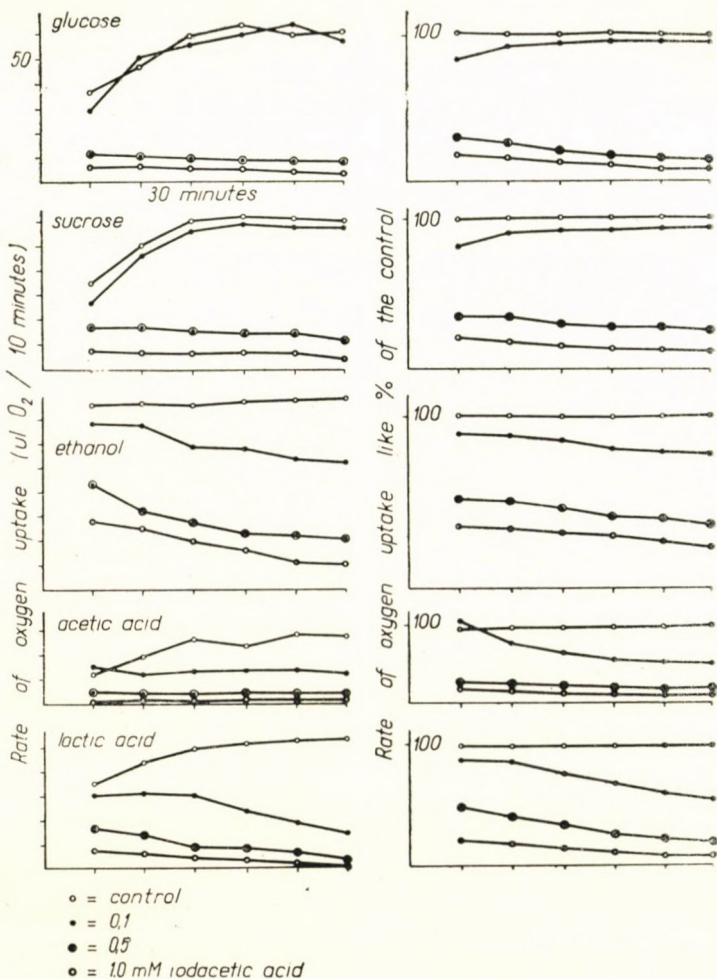



Fig. 4. Respiration of yeast suspensions with different substrates in the presence of different concentrations of iodacetic acid

that upon the action of 1,0 and 0,5 mM of iodacetic acid poisoning steadily increases in the presence of the studied substrates, while on the effect of 0,1 mM the initial inhibition gradually comes to an end in the presence of glucose or saccharose.

Assumedly, on the use of 0,1 mM the iodacetic acid penetrates rather slowly, and through the still unpoisoned active points there arises an intermediate product, which counteracts the poison, moreover, having greater affinity

to the active points than iodacetic acid, stops the poisoning altogether. On the use of a higher concentration the assumed intermediate product is spent at once, the iodacetic acid continues to poison the active points, and thus further slackens the places at which the neutralizing product arises, whereby it keeps on intensifying inhibition. Of the studied substrates, only glucose and saccharose give rise to the postulated intermediate product, which however is not identical with ethanol that has been shown to protect the alcohol dehydrogenase from iodacetic acid poisoning (BARRON, LEVINE, 1952).

REFERENCES

BARRON, E. S. G.—LEVINE, S. : (1952) Arch. Biochem. and Biophys. **41.** 175, citation by : COLOWICK, S. P.—KAPLAN, N. O. : (1955) Methods in Enzymology. vol. I. p. 503.

LUNDSGAARD, E. : (1930) Biochem. Z. **220.** 8, citation by : HOFFMAN—OSTENHOF, O. (1954) : Enzymologia. p. 683.

SLONIMSKI, P. P. : (1953) A specific relation between enzymic adaptation and cytoplasmic mutation. in : Adaptation in Micro-organisms. Cambridge. p. 76—97.

A kiadásért felel az Akadémiai Kiadó igazgatója Műszaki felelős : Farkas Sándor

A kézirat nyomdába érkezett : 1957, VIII. 12. — Terjedelem : 18,75 (A/5) ív, 54 ábra, 1 melléklet

43119/57 — Akadémiai Nyomda, Budapest, V., Gerlóczy u. 2. Felelős vezető : Bernát György

The *Acta Botanica* publish papers on botanical subjects in English, French, German and Russian.

The *Acta Botanica* appear in parts of varying size, making up one volume.

Manuscripts should be addressed to:

Acta Botanica, Budapest 62, Postafiók 440.

Correspondence with the editors and publishers should be sent to the same address.

The rate of subscription to the *Acta Botanica* is 110 forints a volume. Order may be placed with "*Kultura*" Foreign Trade Company for Books and Newspapers (Budapest, VI., Népköztársaság útja 21. Account No. 43-790-057-181) or with representatives abroad.

Les *Acta Botanica* paraissent en français, allemand, anglais et russe et publient des travaux du domaine des sciences botanicales.

Les *Acta Botanica* sont publiés sous forme de fascicules qui seront réunis en un volume.

On est prié d'envoyer les manuscrits destinés à la rédaction à l'adresse suivante :

Acta Botanica, Budapest 62, Postafiók 440.

Toute correspondance doit être envoyée à cette même adresse.

Le prix de l'abonnement est de 110 forints par volume.

On peut s'abonner à l'Entreprise du Commerce Extérieur de Livres et Journaux «*Kultura*» (Budapest, VI., Népköztársaság útja 21. — Compte-courant No. 43-790-057-181) ou à l'étranger chez tous les représentants ou dépositaires.

«*Acta Botanica*» публикуют трактаты из области ботаники на русском, немецком, английском и французском языках.

«*Acta Botanica*» выходят отдельными выпусками разного объема. Несколько выпусков составляют один том.

Предназначенные для публикации рукописи следует направлять по адресу :

Acta Botanica, Budapest 62, Postafiók 440.

По этому же адресу направлять всякую корреспонденцию для редакции и администрации.

Подписная цена «*Acta Botanica*» — 110 форинтов за том. Заказы принимает предприятие по внешней торговле книг и газет »*Kultura*« (Budapest, VI., Népköztársaság útja 21. Текущий счет № 43-790-057-181), или его заграничные представительства и уполномоченные.

54,— Ft

INDEX